Cláudia Carneiro de Azevedo

Modificação química das proteínas de amêndoas da munguba (*Pachira aquatica* Aubl): Propriedades funcionais

Campina Grande - PB
2023

Modificação química das proteínas de amêndoas da munguba (*Pachira aquatica* Aubl): Propriedades funcionais

CONSELHO EDITORIAL

Prof. Dr. Patrício Borges Maracajá - UFCG
Profª. Dra. Tatiana Cristina Vasconcelos - UEPB
Prof. Me. Ennio Artur Aires Porto Ferreira - FIP
Profª Dra. Aline Carla de Medeiros - UFCG
Prof. Me. José Ozildo dos Santos - UFCG
Profª. Dra. Aline Carla de Medeiros - UFCG
Prof. Dr. José Givaldo de Sousa - UNIP/UNIFIP
Profª. Me. Danielly Carneiro de Azevedo - UFCG
Prof. Dr. Fernando Kidelmar Dantas de Oliveira - UFCG
Prof. Dr. Jakson Luís Galdino Dourado - UNIFIP
Profª Dr. Alecksandra Vieira de Lacerda - UFCG
Profª Dr. Silvia Regina Gobbo Rodrigues - UnB
Profª. Dr. Juliana Roriz Aarestrup - IFMT
Profª. Dr. Marisa Artmann – IFMT
Prof. Me. Ênnyo José Barros de Araújo - FRCG
Profª. Ma. Samara Campos de Assis - FIP
Profª. Dra. Rosângela Vieira Freire – IFCE
Profª. Ma. Eriana Serpa Barreto - UFMT
Profª. Ma. Rosélia Maria de Sousa Santos – FRCG

FICHA CATALOGRÁFICA

A994m
Azevedo, Cláudia Carneiro. **Modificação química das proteínas de amêndoas da munguba (*Pachira aquatica* Aubl)**: propriedades funcionais/Claudia Carneiro de Azevedo. Campina Grande-PB: GEASE, 2023.

78 p.
ISBN: 978-65-00-73716-5
Livro digital

1. Tecnologia de Alimentos. 2. Munguba (Pachira aquatica Aubl).
3. Amêndoa de Munguba - proteínas. 4. Munguba - propriedades funcionais.
5. Acetilação. 6. Succinilação. I. Título. II. Autora.

CDU: 664 (043)

Dedico este trabalho ao meu Deus, fonte de toda sabedoria e conhecimento, pelo seu amor eterno e fidelidade, por estar sempre presente na minha vida, ajudando-me a conquistar meus objetivos. A Ele toda honra e glória.

Sumário

1Introdução **9**

2 Considerações gerais sobre a munguba (Paquira aquatica Aubl) **11**
2.1 Sementes oleaginosas 16
2.2 Proteínas vegetais 16
2.3 Propriedades funcionais 17
2.3.1 Solubilidade 19
2.3.2 Capacidade de absorção de água 21
2.3.3 Capacidade de absorção de óleo 22
2.3.4 Propriedades Emulsificantes 23
2.3.5 Viscosidade 25
2.4 Modificação Química das Proteínas 26

3 Materiais e Métodos **29**
3.1 Obtenção da farinha integral 29
3.2 Obtenção da farinha desengordurada 29
3.3 Análises de Composição Centesimal 29
3.3.1 Umidade 29
3.3.2 Cinzas 29
3.3.3 Lipídeos 30
3.3.4 Proteína 30
3.3.5 Carboidratos 30
3.4 Obtenção do isolado proteico 30
3.5 Modificação das proteínas 32
3.5.1 Acetilação e Succinilação da Proteína 32
3.5.2 Grau de Modificação 33

3.6 Propriedades Funcionais 33
3.6.1 Solubilidade 33
3.6.2 Capacidade de Absorção de Água 33
3.6.3 Capacidade de Absorção de Óleo 34
3.6.4 Propriedades Emulsificantes 34
3.6.4.1 Capacidade Emulsificante 34
3.6.4.2 Atividade e Estabilidade da Emulsão 35
3.6.5 Viscosidade 35
3.7Análise Estatística 36

4 Resultados e Discussão 37
4.1 Análise de Componentes Centesimais 37
4.2 Rendimento do Isolado Proteico 38
4.3 Extensão da Modificação 40
4.4 Propriedades funcionais 41
4.4.1 Solubilidade 41
4.4.2 Capacidade de Absorção de Água 46
4.4.3 Capacidade de Absorção de Óleo 49
4.4.4 Propriedades Emulsificantes 51
4.4.4.1 Capacidade Emulsificante 51
4.4.4.2 Atividade e Estabilidade da Emulsão 56
4.5 Viscosidade 56

5 Conclusões 63

6 Referências 65

Apêndices 78

1 Introdução

A população mundial vem crescendo de maneira acentuada, exigindo um melhor aproveitamento dos recursos alimentícios disponíveis. A busca por novas fontes protéicas tem sido realizada em virtude da escassez desse composto em algumas regiões do mundo e a perspectiva de que possa se tornar ainda maior, em função do aumento populacional (RIBEIRO, SERAVALLI, 2007).

Diversos estudos têm sido orientados com diferentes proteínas vegetais, em especial aquelas provenientes de sementes oleaginosas, no intuito de melhorar ou ampliar suas qualidades como ingredientes nutricionais e funcionais. De acordo com Sampaio (2001), o consumo de proteínas de origem vegetal nos países da América Latina poderia estar em um nível mais elevado para completar a ingestão protéica de uma alimentação com pequena quantidade disponível de proteína animal.

As propriedades funcionais estão diretamente relacionadas ao uso das proteínas como ingrediente funcional. Entre as quais temos, a solubilidade, capacidade de absorção de água e óleo, viscosidade, propriedades emulsificantes e espumabilidade. O conhecimento dessas propriedades é importante para definir como estas proteínas podem ser usadas como ingredientes na formulação de alimentos e bebidas na indústria, bem como na substituição de proteína animal mais cara por proteína vegetal de menor custo (TANG, 2007; LAWAL, ADEBOWALE, ADEBOWALE, 2007; ALUKO, YADA, 1995; ONWELUZE, OBANU, ONUOHA, 1994).

A produção e utilização do isolado protéico como ingrediente funcional tendo em vista a melhoria da qualidade nutricional de vários produtos alimentícios tem sido bastante empregado ultimamente (HORAX et al., 2004). Os concentrados e isolados protéicos são considerados como boas fontes de proteínas, contudo suas propriedades funcionais oferecem maior valor tecnológico que sua contribuição nutritiva.

A modificação química das proteínas pode ser realizada por várias razões, incluindo a melhoria das propriedades funcionais das proteínas e está diretamente relacionada com as suas características físico-químicas (GRUENER, ISMOND, 1997). As mudanças na funcionalidade da proteína pela acetilação e

succinilação em alimentos são freqüentemente alvo de estudos.

A munguba (Pachira aquatica Aubl) é uma planta que tem distribuição predominante na América Central e na América do Sul. A espécie é bastante cultivada em toda a América tropical, principalmente com fins ornamentais (DU BOCAGE, SALES, 2002). Apresenta sementes (amêndoas) com altas quantidades de proteínas e óleos, eventualmente, consumidas cruas ou como feijões assados (OLIVEIRA et al., 2000).

Apesar de ser vasto o material publicado sobre proteínas vegetais, não foi encontrado nenhum registro cientifico sobre a avaliação das propriedades funcionais das proteínas da munguba e a modificação química da mesma por acetilação e succinilação. Diante desta análise, o propósito deste trabalho foi estudar as proteínas das amêndoas da munguba modificadas sob os aspectos químicos e funcionais.

2 Considerações gerais sobre a munguba (*Pachira aquatica* Aubl)

A munguba (Pachira aquatica Aubl) é uma planta que pertence à família das Bombacaceae, sendo conhecida também pelos nomes de cacau selvagem, monguba, mamorana, embiratanha, ibomguiva, ibonguiaba, castanheiro da guiana, castanheiro do maranhão, cacau falso.

A munguba é nativa da região entre o sul do México e o norte da América do Sul. Na região amazônica, ocorre predominantemente em terrenos sujeitos a inundações periódicas, especialmente às margens de rios e córregos (PEIXOTO, ESCUDEIRO, 2002).

Espontaneamente, a árvore vegeta em locais úmidos, nas margens e nos barrancos de rios e lagoas, ou em terrenos alagadiços e brejosos, de onde provém a aquatica do seu nome científico. No entanto, a munguba adapta-se facilmente a condições bem diversas de solo e clima (SILVA, TASSARA, 1996).

Figura 1. Árvore da munguba.
Fonte: www.urbanjungle.pt.

Foto 2. Flores da Munguba
Fonte: https://www.flickr.com/photos/mercadanteweb

A árvore da munguba pode chegar a 14 metros de altura e o seu tronco a 40 centímetros de diâmetro. As folhas são compostas digitadas, com 3 a 9 folíolos de até 20 centímetros de comprimento (Figura 1) (SILVA, LEMOS, 2002).

As flores chamam a atenção pelo tamanho, coloração e perfume, dispondo-se preferentemente na parte terminal dos ramos; os botões fechados são espatáceos e podem alcançar 28 centímetros de comprimento. São de coloração castanho-amareladas e os longos e muitos estames são brancos na parte basal e róseo-avermelhados em direção ao ápice, com anteras avermelhadas a vináceas. A abertura das flores ocorre predominantemente ao final do dia, quando um suave perfume é liberado (Figura 2).

Os frutos são cápsulas fortemente lenhosas, amarronzadas, aveludadas, com até 18 centímetros de comprimento e 13 centímetros de diâmetro, encerrando numerosas sementes de tamanhos muito variados, podendo alcançar até 4 centímetros de comprimento (Figura 3) (PEIXOTO, ESCUDEIRO, 2002).

Figura 3. Frutos da munguba.
Fonte: https://www.flickr.com/photos/mercadanteweb

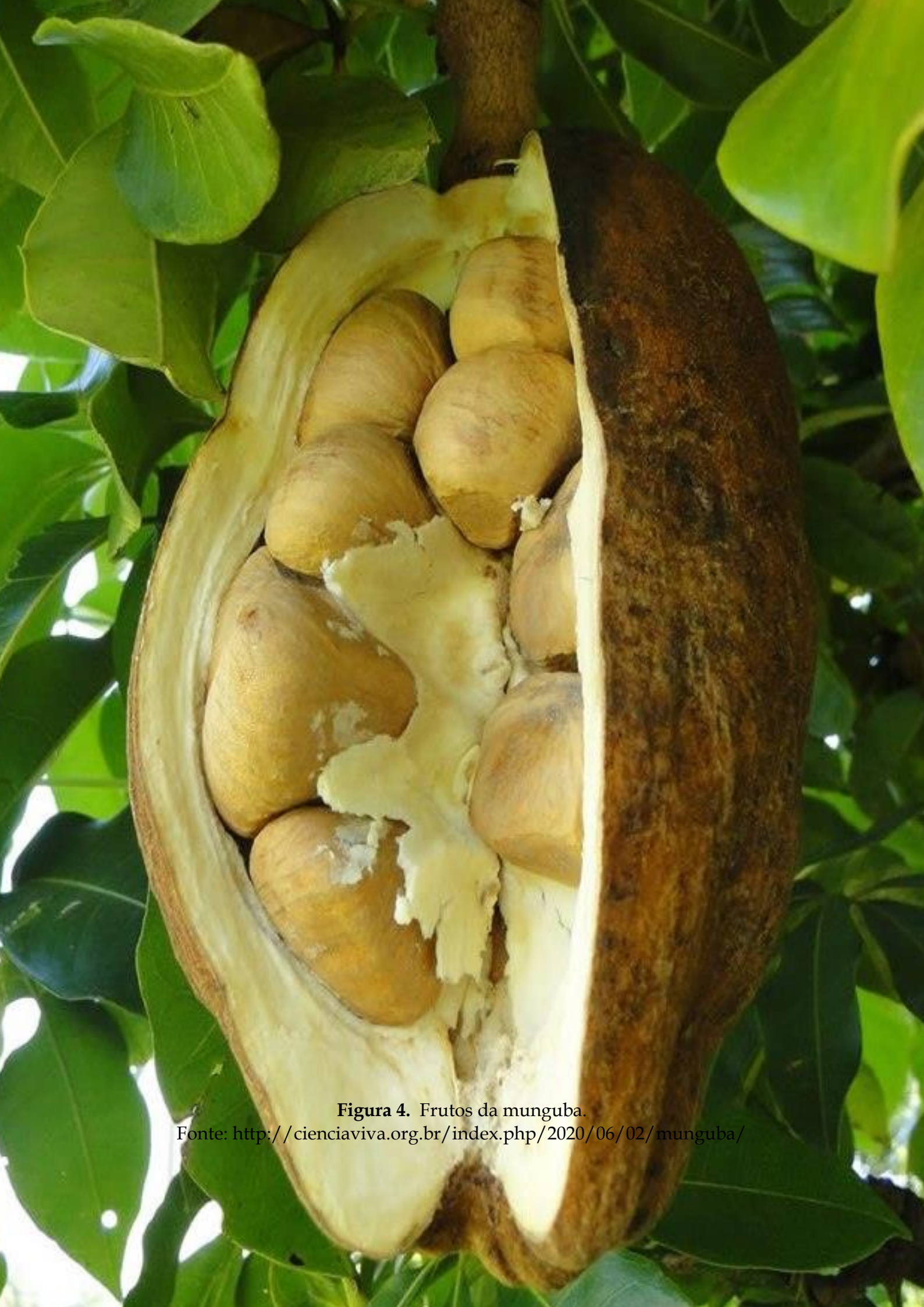


Figura 4. Frutos da munguba.
Fonte: http://cienciaviva.org.br/index.php/2020/06/02/munguba/

As castanhas são comestíveis e podem ser consumidas cruas, assadas sobre a brasa, fritas em óleo, cozidas com sal ou torradas. As castanhas da munguba descascadas costumam ser transformadas em uma farinha bastante nutritiva e apreciadíssima e podem também ser torradas, moídas e transformadas em bebida, substituindo o café e o chocolate com leite. Embora seja espécie muito conhecida, adaptável ao cultivo, de frutos saborosos e de variadas utilidades, a munguba é pouco utilizada pelos brasileiros, não sempre reconhecida como espécie de importância para a exploração econômica. A munguba é ainda bastante utilizada na arborização das ruas de cidades brasileiras (SILVA, TASSARA, 1996).

Oliveira et al., (2000), em um estudo sobre a composição e as propriedades nutricionais de sementes de Pachira aquatica verificaram a presença de um alto teor lipídico e protéico nas sementes da munguba.

Figura 5. Frutos da munguba.
Fonte: http://cienciaviva.org.br/index.php/2020/06/02/munguba/

2.1 Sementes oleaginosas

As oleaginosas são plantas cujas sementes possuem um elevado teor de óleo, sendo por isso, amplamente cultivados no mundo inteiro. As sementes oleaginosas contêm ainda uma considerável proporção em proteínas. Quando desengordurada (torta), o conteúdo protéico aumenta ainda mais. As sementes oleaginosas são ricas em lisina e relativamente pobres em metionina.

As oleaginosas, durante muitos anos, foram utilizadas principalmente para alimentação animal devido as grandes quantidades de farinhas que geravam. A tecnologia moderna tem permitido separar proteínas de alta qualidade nestas farinhas, as quais são utilizadas de diversas formas, como para melhorar as propriedades nutritivas de outros produtos alimentícios, disponibilizando maior quantidade de proteínas em escala mundial (POTTER, HOTCHKISS, 1995).

Segundo Kinsela (1976), as proteínas das oleaginosas são consideradas como uma alternativa apreciável para o problema da suplementação de proteínas na dieta humana. Entre as sementes oleaginosas mais comuns encontradas no Brasil, temos, a soja (Glycine max Merril), amendoim (Arachis hypogaea Lineau), coco (Cocos nucifera), girassol (Helianthus annus L.), castanha-do-pará (Bertholletia excelsa HBK), babaçu (Orbignya martiana), dendê (Elais guineenis).

A produção e a pesquisa de sementes oleaginosas têm crescido nos últimos. O emprego destas sementes é absorvido tanto para a indústria alimentícia como para a oleoquímica (FREIRE, SANTOS, BELTRÃO, 1996).

2.2 Proteínas vegetais

As proteínas são formadas por aminoácidos unidos entre si por ligações peptídicas. As proteínas com valor nutritivo podem ser definidas como aquelas que são digeríveis, não tóxicas e aproveitáveis pelo organismo, encontrando-se presentes em quantidades significativas tanto em produtos de origem animal como vegetal (ORDÓÑEZ et al., 2005).

As proteínas vegetais são resultantes do metabolismo primário, estando presentes em todos os vegetais, sendo estes capazes de produzir uma grande variedade de proteínas, as quais diferenciam entre si tanto na composição e seqüência de aminoácidos, quanto em constituintes não protéicos como metais, açúcares, lipídeos, entre outros (ROBBERS, SPEEDIE, TYLER, 1997).

De acordo com Osborne (1924), a classificação mais utilizada das proteínas vegetais é quanto à sua solubilidade, sendo elas definidas como: albuminas (solúveis em água); globulinas (solúveis em soluções salinas); prolaminas (solúveis em etanol); glutelinas ácidas (solúveis em soluções ácidas); glutelinas básicas (solúveis em soluções alcalinas).

O uso de proteínas vegetais vem aumentando a cada ano e tem substituído a proteína animal que é de elevado custo. Em função da carência de proteínas em determinados lugares, especialmente, na população de baixa renda, bem como para satisfazer a demanda populacional cada vez mais crescente é de valioso interesse a pesquisa por fontes protéicas vegetais, contribuindo assim para aumentar a disponibilidade de proteínas. Em acordo com Kinsella (1976), o desafio está em converter as proteínas de leguminosas e oleaginosas em ingredientes protéicos úteis.

A indústria de alimentos tem dado atenção especial à utilização de isolados e concentrados de proteínas vegetais. Originalmente, estes foram vistos como ingredientes com propriedades funcionais tecnológicos acrescentados as proteínas de origem animal na produção de derivado de carne ou substitutos, na melhoraria de produtos de padaria e sopas, mas em recentes anos, como potenciais fontes de propriedades funcionais biológicas específicas (CARVALHO, GARCÍA, AMAYA-FARFÁN, 2006).

Os concentrados e isolados protéicos desenvolvidos quando substituem proteínas convencionas deverão manter ou melhorar a qualidade e aceitabilidade dos produtos aos quais foram incorporados (SILVA, BORA, NETO, 1997).

2.3 Propriedades funcionais

As propriedades funcionais das proteínas referem-se às propriedades físico-químicas que contribuem com as características desejáveis em um alimento e que exercem grande influência nos processos de preparação, transformação, armazenamento, qualidade e aceitação do alimento (MAHAJAN, DUA, 2002; LI-CHAN, NAKAI, 1989).

A designação "*funcionalidade*" tem sido aplicada para se referir as propriedades não nutritivas que conferem aos alimentos maior facilidade no manuseio, melhor aparência na apresentação e melhor aceitação pelo consumidor (BORDERÍAS, MONTEIRO, 1998).

Considerando-se as propriedades funcionais das proteínas de

importância para a aplicação nos alimentos destacam-se a solubilidade, capacidade de absorção de água e óleo, propriedades emulsificantes e espumantes, viscosidade, geleificação (KINSELLA, DAMODARAN, GERMAN, 1985).

Entre as propriedades físicas e químicas que refletem na funcionalidade das proteínas podemos mencionar o tamanho, composição e sequência de aminoácidos, conformação, carga líquida, distribuição das proteínas, e ainda a capacidade de interação da própria proteína com outros componentes do alimento (ORDÓÑEZ et al., 2005).

Diversos fatores podem afetar e modificar as propriedades funcionais das proteínas nos processos de obtenção ou isolamento de proteínas. O tipo de extração empregado, a temperatura, o pH, a força iônica, as condições de secagem e de armazenamento da proteína isolada são alguns dos fatores que podem alterar a sua funcionalidade (SGARBIERI, 1996), e que, frequentemente, a estrutura protéica inicial se modifica durante o processamento dos ingredientes na obtenção do alimento (CHEFTEL, CUQ, LORIENT, 1989).

Todas as propriedades funcionais das proteínas estão relacionadas com a hidrofilicidade e/ou hidrofobicidade das proteínas, e estas, por sua vez, dependem dos teores de aminoácidos apolares, polares, da massa molar, da estrutura e da conformação da proteína, entre outros fatores (RIBEIRO, SERRAVALLI, 2007).

O conhecimento das propriedades funcionais de novas fontes de proteínas vegetais possibilita sua incorporação como ingredientes nos alimentos em substituição a proteínas de custo mais elevado. No quadro, encontram-se as propriedades funcionais de proteínas requeridas em diferentes alimentos. Conforme Hermansson (1979), a apreciação das propriedades funcionais das proteínas pode determinar seu campo de aplicação, bem como a possibilidade de competição no mercado por uma nova proteína a ser utilizada como ingrediente protéico.

Quadro 1. Propriedades funcionais de proteínas requeridas em diferentes alimentos

PROPRIEDADE FUNCIONAL	ALIMENTO
Solubilidade, Viscosidade	Bebidas
Viscosidade, Emulsificação, Capacidade de absorção de água	Sopas, molhos
Absorção de água, emulsificação	Produtos de panificação (Pães, bolos, biscoitos) e produtos de carne

Absorção de gorduras	Salsichas, mortadela, lingüiças, patês de carne, sorvetes, iogurtes
Emulsificação	Maionese, manteiga, sorvetes, iogurtes, presunto, molhos
Dispersibilidade, emulsificação	Produtos de confeitaria, coberturas para sobremesas
Formação de espumas	Produtos de panificação e Produtos de lácteos
Aeração, formação de espumas	Substitutos de ovos

Fonte: Cheftel, Cuq, Lorient (1989).

2.3.1 Solubilidade

A solubilidade de uma proteína pode ser expressa como a quantidade de proteína presente na fase líquida em relação à quantidade total de proteína da fase sólido-líquido em equilíbrio (HALL, 1996). De um modo geral, pode-se dizer que a solubilidade é influenciada pela maior ou menor afinidade das moléculas de proteína pelo solvente, que no caso dos alimentos é a água (SGARBIERI, 1996).

O comportamento da solubilidade protéica frente a diversas condições é um atributo muito importante nas possíveis aplicações em alimentos, e é com freqüência a primeira das propriedades funcionais a ser medida. Uma boa solubilidade das proteínas pode assinalar o seu potencial de aplicação em ingredientes alimentícios. Igualmente, o conhecimento sobre as características da solubilidade é muito útil para determinar as condições ótimas para a extração e purificação de proteínas, a partir de suas fontes naturais, e para separação de suas frações protéicas (KINSELLA, 1976).

Uma alta solubilidade inicial permite uma dispersão rápida e total das moléculasprotéicas, conduzindo a um sistema coloidal finamente disperso e com estrutura macroscópica homogênea e textura fina (BORDERÍAS, MONTERO, 1988). A solubilidade das proteínas em meio aquoso é influenciada por vários parâmetros como pH, força iônica, temperatura. Para ser solúvel uma proteína deve ser capaz de interagir tanto quanto possível com o solvente por pontes de hidrogênio, interações iônicas e dipolo-dipolo (RIBEIRO, SERAVALLI, 2007). A solubilidade protéica é controlada pelo balanço entre as forças intermoleculares repulsivas e atrativas que dependem das estruturas das proteínas e da água e são afetadas pelo tipo de solventes (PHILIPS, WHITEHEAD, KINSELLA, 1994).

A solubilidade de uma proteína depende da proporção entre grupos

hidrofóbicos (situados normalmente na parte central da molécula protéica) e de grupos hidrofílicos (situados na superfície). Estes são os fatores que mais afetam as características de solubilidade, pois é a superfície da proteína que entra em contato com a água que está ao seu redor (DAMODARAN, 1997).

A solubilidade em pH neutro ou no ponto isoelétrico costuma ser a primeira propriedade funcional que se mede de um ingrediente protéico, já que as proteínas insolúveis têm pouca aplicabilidade na indústria alimentícia. As proteínas são mais solúveis em água quanto mais distantes o pH encontra-se de seu ponto isoelétrico e, portanto, mais pontes de hidrogênio podem estabelecer-se entre as moléculas de água e as das proteínas (ORDÓÑEZ etal., 2005).

O pH de menor solubilidade protéica é o pI (pH isoelétrico), no qual as moléculas das proteínas possuem igual número de cargas positivas e negativas. Por esse motivo, a proteína não apresenta uma carga resultante e, portanto deixa de existir o efeito de repulsão e dessa forma as proteínas tendem a se precipitar. Em valores de pH menores ou maiores que o ponto isoelétrico, a proteína apresenta carga positiva ou negativa, respectivamente, e as moléculas da água podem interagir com essas cargas, solubilizando a proteína. Cadeias protéicas com cargas de mesmo sinal tendem a se repelir, aumentando a sua dispersabilidade em água (RIBEIRO, SERAVALLI, 2007).

Em geral, a solubilidade aumenta em baixas concentrações de sais, fenômeno conhecido como *"salting in"*. Isto ocorre porque os íons salinos em baixa concentração tendem a se associar as proteínas contribuindo para uma maior hidratação e/ou repulsão entre as moléculas de proteína, portanto, para uma maior solubilidade da proteína. Já em concentrações de sais elevadas, as moléculas de água disponíveis tornam-se insuficientes para a solvatação da proteína. Assim, a interação proteína-proteína se torna mais importante que a interação água-proteína, isto é, ocorre precipitação (*"salting out"*) (SGARBIERI, 1996).

A solubilidade das proteínas aumenta com a temperatura de 0^0C a 40^0C. Acima disso, a maioria delas tende a se desnaturar, o que implica uma perda de solubilidade. A desnaturação térmica muda a solubilidade das proteínas, porque há aumento na exposição dos grupos hidrófobos em sua superfície (em estado nativo estão voltados para o interior da molécula). O desdobramento altera o equilíbrio entre proteína-proteína e proteína-solvente (ORDÓÑEZ et al., 2005).

O índice de solubilidade de proteína é a propriedade funcional mais importante porque influencia outras propriedades funcionais (YU, AHMEDNA,

GOKTEPE, 2007), a mesma relaciona-se diretamente com outras características funcionais como as propriedades de emulsificação e viscosidade, capacidades de formação de espuma e de geleificação (MATTIL,1971).

Os ensaios mais utilizados para a determinação da solubilidade das proteínas são os índices de solubilidade do nitrogênio (ISN), perfil de solubilidade em função do pH, da força iônica e do tratamento térmico (CHEFTEL, CUQ, LORIENT, 1989).

2.3.2 Capacidade de Absorção de Água

A capacidade de absorção de água reflete o desempenho da proteína de absorver água e entumecer até o equilíbrio, sem sofrer dissolução (KINSELLA, 1979). A capacidade de retenção de água relaciona-se com a quantidade de água que é retida por uma proteína após a aplicação de uma força de centrifugação, pressão ou filtração (KINSELLA, 1976).

A maioria dos alimentos são sistemas sólidos hidratados e o comportamento físico-químico e reológico das proteínas e de vários outros componentes dos alimentos são notavelmente influenciados, não só pela presença de água, como também pela atividade da mesma. Assim, as propriedades de hidratação das proteínas que constituem os alimentos são de grande interesse prático (CHEFTEL, CUQ, LORIENT, 1989). A capacidade das proteínas de se ligar à água são atributos desejáveis, principalmente, em alimentos viscosos, como sopas, massas, queijos processados (KINSELLA, 1976).

Os termos mais freqüentes encontrados na literatura para se referir à capacidade de uma proteína ou alimento protéico de absorver e de reter água são os seguintes: capacidade de ligar água (water binding capacity); capacidade de reter água (water holding capacity); capacidade de absorção de água (water absorption capacity) (SGARBIERI, 1996).

As proteínas interagem com a água através de pontes de hidrogênio entre as moléculas da água e os grupos polares das cadeias protéicas (SOSULSKI, 1977). Quando existe uma maior proporção de aminoácidos com cadeias laterais hidrófobas, a proteína exibe uma menor capacidade de hidratação do que quando é composta por aminoácidos com cadeias laterais hidrófilas, que podem estabelecer ponte de hidrogênio com a água mais facilmente (ORDÓÑEZ *et al*., 2005).

Os principais fatores que afetam a absorção de água pelas proteínas

incluem a estrutura, conformação e composição das proteínas, carga superficial, polaridade, pH, temperatura, força iônica, presença de carboidratos, lipídios e sais. A presença de sais pode provocar uma mudança da interação proteína-água, pela competição entre os grupos laterais dos aminoácidos e dos sais pela água (CHOU, MORR, 1979).

A existência de uma conformação protéica que permite que os sítios ligantes sejam estericamente disponíveis para a interação com as moléculas de água foi verificada por Nath e Rao (1981), onde o impedimento estérico destes sítios reverte em baixos valores de absorção de água.

As mudanças do pH influenciam a ionização das moléculas protéicas, alterando as forças de atração e de repulsão entre as proteínas, assim como sua capacidade de unir as moléculas de água. Se o pH da solução protéica coincide com o ponto isoelétrico, o grau de hidratação é mínimo, pois as interações entre as proteínas são máximas, podendo formar agregados que podem provocar precipitação protéica. Quando o pH da proteína se distancia do ponto isoelétrico, está carregada positiva ou negativamente; assim as moléculas de água reagem facilmente com ela, contribuindo para sua hidratação (ORDÓÑEZ *et al*., 2005).

À medida que a temperatura aumenta, reduz a fixação de água pelas proteínas, por causa da diminuição das pontes de hidrogênio. O aquecimento provoca a desnaturação e agregação protéica, causando a redução da área superficial e dos grupos amino polaresdisponíveis para fixar a água (CHEFTEL, CUQ, LORIENT, 1989).

A propriedade de retenção de água das proteínas determina a qualidade, tais como a suculência, textura, ligação de estrutura, aparência e rendimento final quando utilizadas como componentes básicos de produtos alimentícios (LIN, ZAYAS, 1987).

2.3.3 Capacidade de Absorção de Óleo

A capacidade de absorção do óleo é definida como a quantidade de óleo que pode ser retido pelas moléculas protéicas. Esta capacidade é importante para as aplicações, principalmente em produtos cárneos, conferindo melhoras no sabor e na textura (KINSELLA, 1976).

A propriedade de absorção de óleo está relacionada com a hidrofilicidade e/ou lipofilicidade das proteínas. As proteínas mais lipofílicas absorvem mais óleo. A presença de um grande número de cadeias laterais não

polares favorece a ligação das cadeias hidrofóbicas do óleo (IDOURAINE, YENSEN, WEBER, 1991).

A absorção de óleo pelas proteínas é influenciada pelo tipo de proteína, processamento, composição, tamanho da partícula e temperatura. Uma alta absorção de óleo por proteínas favorece o seu uso na produção de carnes simuladas, lingüiças, salsichas, patês e produtos de padaria, como bolos e massas (LIN, ZAYAS, 1987).

2.3.4 Propriedades Emulsificantes

Uma emulsão é definida como uma suspensão ou mistura de dois líquidos imiscíveis, dispersos um no outro, na forma de pequenas gotas. Com freqüência, se utiliza as abreviaturas O/A e A/O para indicar os tipos de emulsões, como óleo em água e água em óleo, respectivamente.

A fase constituída por pequenas gotas é denominada fase interna, dispersa ou descontínua e a fase que cerca as gotas, constitui a fase externa ou contínua. Assim, tem-se uma emulsão do tipo óleo em água, quando a água é a fase externa e o óleo, a interna; e temos uma emulsão do tipo água em óleo, quando a água é a fase interna e o óleo a fase externa (CHEFTEL, CUQ, LORIENT, 1989; HALL, 1996).

As emulsões são de grande importância para a indústria de alimentos. No quadro 2, encontram-se alguns exemplos de emulsões que facilmente encontramos.

As emulsões são preparadas por agitação vigorosa de dois líquidos imiscíveis a fim de formar as gotículas da fase dispersa. No entanto, uma emulsão simples decompõe-se rapidamente visto que as gotículas dispersas coalescem para formar uma camada que pode flutuar na superfície ou sedimentar no fundo do recipiente.

A presença de agentes emulsificantes, cujas moléculas possuem regiões tanto polares como apolares, que são capazes de se orientar nas regiões de contato entre as duas fases, formando uma barreira contra a coalescência das gotículas, melhoram a estabilidade da emulsão. As proteínas são consideradas importantes agentes emulsificantes nos sistemas alimentícios (COULTATE, 2004). Os agentes emulsificantes, como as proteínas, se dirigem da interface óleo/água com o deslocamento dos grupos hidrofóbicos para a fase oleosa e os grupos hidrofílicos para a fase aquosa (WANG, ZAYAS, 1992). O acúmulo dessas moléculas na interface diminui a tensão superficial e evitam a

coalescência das gotas dispersas.

Uma boa hidrofobicidade de superfície e uma boa flexibilidade das proteínas são duas características que uma proteína precisa ter para ser usada com eficiência como emulsificante. Tudo isto permite uma difusão adequada da proteína até a interface óleo/água, onde deve desdobrar-se, concentrar-se e estender-se para poder diminuir a tensão superficial (ORDÓÑEZ et al., 2005). Proteínas adsorvem na superfície das gotículas formadas durante a homogeneização de óleo, formando uma membrana que evita a coalescência das gotículas de óleo (COUPLAND, CLEMENTS, 1997).

Os principais métodos usados na investigação das propriedades emulsificantes das proteínas são a capacidade emulsificante, atividade e estabilidade de emulsão. A capacidade emulsificante é um índice utilizado para medir a quantidade de óleo que é incorporado as emulsões, sendo definida como volume de óleo (mL) que pode ser emulsificado por grama de proteína, antes que ocorra a inversão de fase ou colapso da emulsão. A estabilidade da emulsão mede a capacidade da proteína formar emulsão que não se altera sob condições específicas, como a ação de uma força ou calor (KINSELLA, 1976; KINSELLA, DAMODARAN, GERMAN, 1985).

A atividade de emulsão pode ser definida como a capacidade da superfície ativa das moléculas protéicas de envolver a interface óleo/água criada pela homogeneização mecânica (ANTON, GANDEMER, 1997), indica o grau de emulsificação dado para uma determinada quantidade de proteínas (HAQUE, MATOBA, KITO, 1982).

Os fatores que afetam as características de uma emulsão podem ser o tipo de equipamento utilizado, tipo de óleo, a velocidade de adição do óleo, temperatura, pH, exposição ao oxigênio, força iônica, concentração das proteínas solúveis (CHEFTEL, CUQ, LORIENT, 1989).

As proteínas mais solúveis apresentam melhor capacidade emulsificante, visto que é necessário dissolver-se e emigrar á interface para que suas propriedades específicas atuem (ORDÓÑEZ et al., 2005). O pH afeta indiretamente a capacidade emulsificante pela influência da solubilidade das proteínas (DEMETRIADES, COUPLAND, McCLEMENTS, 1998).

A temperatura quando muito alta promove uma redução da viscosidade do óleo, aumentando, assim, a área superficial, o que facilita a coalescência das partículas de óleo e, por conseqüência, reduz a estabilidade da emulsão (SGARBIERI, 1996).

Altas velocidades de agitação da emulsão diminuem a capacidade de

emulsificação, uma vez que gotas menores de óleo são formadas, aumentando a área superficial, sendo necessário uma maior quantidade de proteína como agente emulsificador (HUFFMAN, LEE, BURNS, 1975).

O conhecimento das proteínas com melhores propriedades emulsificantes possui grande valia, sugerindo a sua utilização em alimentos com alta performance de emulsificação do óleo como salsichas, mortadela, lingüiça, maionese, pães, bolos, sopas, chantilly, sobremesas congeladas (AL-KAHTANI, ABOU-ARAB, 1993).

Outras aplicações para os emulsificantes são promover a solubilização de aromas, melhorar a textura e vida de prateleirade produtos contendo amido, modificar as propriedades reológicas da farinha de trigo, melhorar a consistência e textura de produtos à base de gorduras (KACHHOLZ, SCHINGMANN, 1987).

Quadro 2. Tipos de emulsões

TIPOS DE EMULSÃO	EXEMPLOS DE EMULSÃO
Óleo em Água (O/A)	Maionese, sorvetes, leite, nata, massa deconfeitaria, molho para saladas, salsichas.
Água em Óleo (A/O)	Manteiga e margarina.

Fonte: Cheftel, Cuq, Lorient (1989).

2.3.5 Viscosidade

A viscosidade de um fluido é a medida de sua resistência a fluir ou a romper-se, representa a resistência interna do material (ORDÓÑEZ et al., 2005; HALL, 1996). A viscosidade pode ser um índice de mudanças estruturais ocorridas nas proteínas que sofreram alterações hidrodinâmicas (KINSELLA, DAMODARAN, GERMAN, 1985).

O fator que mais influi no comportamento viscoso dos fluidos protéicos é o diâmetro aparente das moléculas ou partículas dispersas. Este diâmetro, segundo Cheftel, Cuq, Lorient (1989), depende dos seguintes parâmetros:

a) Características intrínsecas da molécula protéica, tais como massa molecular, tamanho, volume, estrutura e assimetria, cargas elétricas e facilidade de deformação, características que podem ser modificadas por fatores como pH, força iônica e temperatura;

b) Interações proteína-solvente, que afetam o inchamento, a solubilidade e a esfera de hidratação hidrodinâmica que rodeia a molécula;

c) Interações proteína-proteína, que determina o tamanho dos agregados.

A viscosidade é afetada pelo pH, temperatura, concentração protéica salina, pois todos esses fatores implicam a ruptura de pontes de hidrogênio ou dissulfeto, modificando o diâmetro aparente. Ainda não foi possível estabelecer relação estrita entre solubilidade e viscosidade, pois existem proteínas que são muito solúveis, como as do soro do leite, que apresentam baixa viscosidade e baixa capacidade de absorção de água, enquanto os caseinatos possuem boa viscosidade e alta capacidade de absorção de água (ORDÓÑEZ et al., 2005).

Proteínas com solubilidade elevada e incapazes de inchar, possuem baixa viscosidade, já as proteínas com capacidade de intumescimento limitada mostram alta viscosidade em baixas concentrações (MAHMOUD, 1994).

O tratamento térmico das proteínas pode ocasionar uma desnaturação protéica, afetando negativamente, parâmetros reológicos do produto, como a viscosidade (RUSTOM, LÓPEZ-LEINA, NAIR, 1996).

A maioria das soluções protéicas aumenta sua viscosidade em pH alcalino, uma vez que predominância de cargas negativas origina um desdobramento das moléculas, que adquirem conformação mais aberta e alongada (RHA, PRADIPASENA, 1986).

2.4 Modificação Química das Proteínas

A modificação recorre à alteração intencional das propriedades físico-químicas das proteínas através de reações químicas, agentes físicos ou enzimáticos para melhorar sua funcionalidade. Tem-se utilizado, também com êxito para estudar as relações entre estrutura e função das proteínas (KINSELLA, 1976; CHEFTEL, CUQ, LORIENT, 1989).

As propriedades funcionais das proteínas vegetais são consideradas um atributo desejável para a sua utilização na indústria alimentícia. No entanto, algumas proteínas apresentam funcionalidade reduzida, tendo assim, seu uso limitado. A funcionalidade desejada nestas proteínas pode ser obtida por meio da Modificação química (WANASUNDARA, SHAHIDI, 1997).

As transformações químicas a que os alimentos são submetidos durante sua elaboração objetiva modificar suas propriedades funcionais e seu valor nutritivo. De acordo com Ordóñez et al. (2005), como exemplo, podemos citar:

a) a modificação química de proteínas, que visa melhorar suas propriedades funcionais;

b) a modificação de gorduras e óleos por hidrogenação, para alterar suas propriedades de cristalização e de fusão;

c) a obtenção de hidrolisados protéicos com sabores e aromas típicos, utilizados na formulação de sopas ou molhos e a caramelização de açúcares, para obtenção de compostos coloridos ou sápidos.

As reações frequentemente utilizadas para modificar os grupos ativos das cadeias laterais das proteínas estão agrupadas em um número reduzido de classes: acilação, alquilação, reduções e oxidações e substituição do anel aromático (SGARBIERI, 1996).

A modificação química através de acilação consiste na adição de um grupo acil ao grupo amino reativo das proteínas, sendo, frequentemente, a lisina o grupo amino reativo mais comum (SCHWENKE, 1990). A acilação das proteínas promove um aumento na força de repulsão eletrostática nas proteínas e resulta na expansão da molécula (JOHNSON, BREKKE, 1983).

Esta modificação dos grupos laterais das proteínas com a repulsão eletrostática, o desdobramento e a dissociação da molécula protéica causa uma mudança no comportamento das suas propriedades funcionais (CHEFTEL, CUQ, LORIENT, 1989).

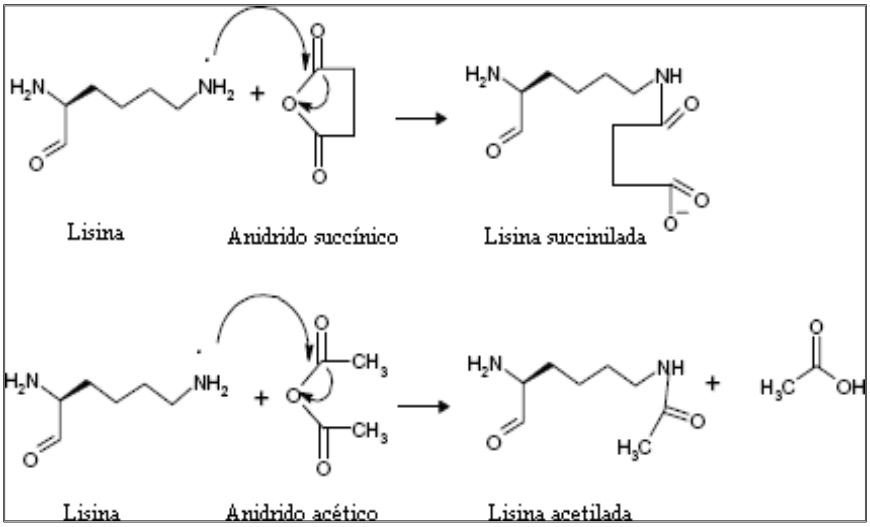
A modificação das proteínas utilizando reagentes acilantes tem sido amplamente pesquisada e documentada por diversos autores, que ressaltaram algum tipo de melhoria na funcionalidade dos alimentos, como em feijão (LAWAL, ADEBOWALE, 2006; LAWAL, 2005; EL-ADAWY, 2000), castanha-do-pará (RAMOS, BORA, 2004), lentilha (BORA, 2002), algaroba (SILVA, BORA, NETO, 1997), grão-de-bico (LIU, HUNG, 1998), proteína do linho (WANASUNDARA, SHAHIDI, 1997), amendoim (MONTEIRO, PRAKASH, 1996).

A modificação das proteínas utilizando reagentes acilantes, especificamente, o anidrido acético e anidrido succínico tem sido amplamente estudada. A reação das proteínas com anidrido acético (acetilação) resulta em eliminação das cargas positivas dos resíduos de lisina e um aumento correspondente na eletronegatividade (JOHNSON, BREKKE, 1983).

A acilação com anidrido succínico (succinilação) introduz resíduos succinil negativamente carregados, resultando em substituição dos grupos ε-amino positivamente carregados por resíduos de lisina negativamente carregados, o que induz a uma dissociação e um desdobrando das cadeias

polipeptídicas (Figura 4), e encadeia a um alto grau de modificação (SCHWENKE et al., 1998).

Figura 4. Reações de acilação (anidrido succínico e anidrido acético com o grupo ε-aminoda lisina).



Fonte: Lawal, Adebowale, Adebowale (2007)

O grau de modificação é um fator muito importante para que a proteína alcance propriedades funcionais apropriadas (PAULSON, TUNG, 1988). Alguns exemplos do uso de proteínas aciladas que se mostraram úteis para alterar a funcionalidade em alimentos foram observados na gema do ovo, maioneses, molhos de saladas, branqueadores de café, agentes flavorizantes para carne assada, bebidas carbonatadas, margarina e sorvetes (EL-ADAWY, 2000; GRONINGER, 1973).

3 Materiais e métodos

A matéria-prima utilizada no desenvolvimento deste trabalho foram as amêndoas da munguba (*Pachira aquatica* Aubl), extraídas de frutos maduros, coletados no município de João Pessoa, Estado da Paraíba, Brasil.

O experimento foi desenvolvido em laboratórios do Departamento de Tecnologia Química e de Alimentos do Centro de Tecnologia da Universidade Federal da Paraíba.

3.1 Obtenção da farinha integral

As amêndoas de munguba foram obtidas por meio de quebra manual dos frutos, em seguida, lavados em água corrente e secos em estufa de ar circulante a 40^0 C por 48 horas. Posteriormente, as amêndoas foram trituradas em liquidificador doméstico e a farinha tamisada em malha de 25 mesh, constituindo a farinha integral.

3.2 Obtenção da farinha desengordurada

A farinha desengordurada foi obtida a partir da farinha integral das amêndoas de munguba. A extração dos lipídios foi feita utilizando um extrator de Soxhlet, utilizando como solvente o hexano PA, por 6 horas. Em seguida, a farinha desengordurada foi distribuída em bandejas para evaporação completa do solvente em temperatura ambiente por 24 horas, tamisada em tamis de 60 mesh e finalmente acondicionada em recipiente plástico e armazenada sob refrigeração até uso.

3.3 Análises de Composição Centesimal

A composição centesimal da farinha das amêndoas de munguba foi determinada conforme os seguintes métodos:

3.3.1 Umidade

O teor de umidade foi determinado em estufa a 105ºC, até peso constante, de acordo com as normas do Instituto Adolfo Lutz (SÃO PAULO, 1985).

3.3.2 Cinzas

O teor de cinzas foi determinado pelo método gravimétrico, que consiste na incineração do material em mufla a 550ºC, de acordo com as normas do Instituto Adolfo Lutz (SÃO PAULO, 1985).

3.3.3 Lipídeos

O teor de lipídios foi determinado utilizando extração contínua com hexano P.A em extrator de Soxhlet, de acordo com as normas do Instituto Adolfo Lutz (SÃO PAULO, 1985).

3.3.4 Proteínas

A determinação do teor de proteínas na farinha integral e desengordurada foi realizada segundo o método de Kjeldahl, aplicando-se um fator de 6,25, de acordo com as normas do Instituto Adolfo Lutz (SÃO PAULO, 1985), e a determinação de proteínas solúveis foi realizada pelo método de biureto (GORNALL, BORDAWILL, DAVID, 1949).

3.3.5 Carboidratos

O conteúdo de carboidratos totais, incluindo fibras, foi calculado por diferença de 100,0 com a soma dos percentuais dos demais componentes da composição centesimal.

3.4 Obtenção do isolado protéico

A preparação do isolado protéico a partir da farinha desengordurada da amêndoa de munguba foi baseada na metodologia descrita por McWatters e Holmes (1979), como mostraa Figura 5.

Foram preparadas suspensões compostas de 100,0g da farinha desengordurada em 2,0 litros de água destilada (1:20), equilibradas em pH 10 com hidróxido de sódio 1,0 N, com agitação, em agitador magnético, durante 2 horas. O pH foi verificado periodicamente e ajustado quando necessário durante o período de agitação. As suspensões obtidas foramcentrifugadas, em centrífuga refrigerada a 4^0C (MLW, mod. K 26 D) a 1.900 x G por 30 minutos. O sobrenadante resultante foi decantado e filtrado e teve seu volume medido. Mais duas etapas de extrações foram realizadas nos resíduos consecutivos, utilizando-se o mesmo procedimento.

Os três sobrenadantes resultantes foram reunidos, o seu volume medido e uma alíquota de 1mL foi retirada para determinação de proteínas pelo método de Biureto (GORNALL, BORDAWILL, DAVID, 1949). O pH do sobrenadante total obtido após centrifugação foi ajustado a 4,5, com ácido clorídrico 1,0 N, para precipitar as proteínas. O precipitado resultante foi ressuspenso mais uma vez, usando os mesmos procedimentos do inicio (extração por 2 horas em pH 10 e centrifugação refrigerada).

O sobrenadante resultante da re-extração teve seu pH ajustado para 4,5 para a precipitação isoelétrica. As proteínas precipitadas isoeletricamente foram lavadas com água destilada, centrifugadas, liofilizadas e então armazenadas sob refrigeração.

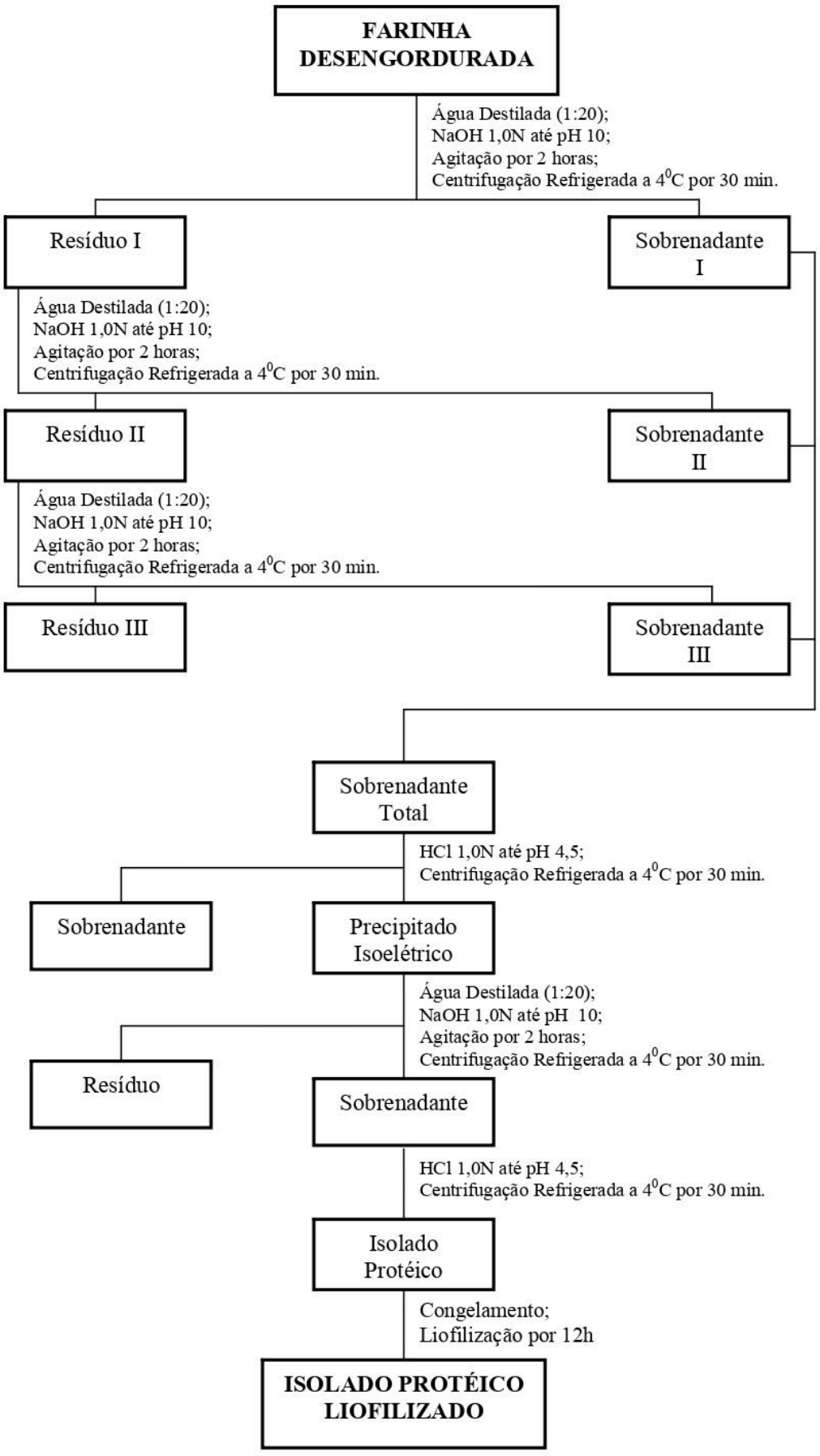


Figura 5 - Fluxograma de obtenção do isolado protéico da munguba

3.5 Modificação das proteínas

3.5.1 Acetilação e Succinilação da Proteína

O método descrito por Gruener e Ismond (1997) foi usado com modificações para a acetilação e succinilação do isolado protéico. Amostras foram solubilizadas em água destilada e ajustadas a pH 8,5 com hidróxido de sódio l,0 N em baixa temperatura (2-4°C). O teor protéico de cada amostra, após a solubilização, foi considerado para definir a quantidade de anidrido acético e succínico a ser adicionado em diferentes níveis: 5, 10 e 15% (v/p) e (p/p) da proteína, respectivamente.

Alíquotas de volumes iguais do reagente foram adicionadas lentamente sob constante agitação no período de uma hora. O pH foi mantido entre 8,0 e 8,5 pela adição de hidróxido de sódio l,0 N para que apenas o ε-amino grupo da lisina seja modificado. A reação foi considerada completa quando o pH se manteve estabilizado (pH 8).

Após a acilação, as proteínas foram precipitadas isoeletricamente (pH 4,5) com ácido clorídrico 1,0 N e centrifugadas em centrífuga refrigerada a 1.600 x G por 30 minutos. Os precipitados obtidos foram lavados com água destilada para remoção do excesso de reagente remanescente da modificação, recuperados por centrifugação refrigerada (1.600 x G por 30 minutos) e liofilizados (Figura 6).

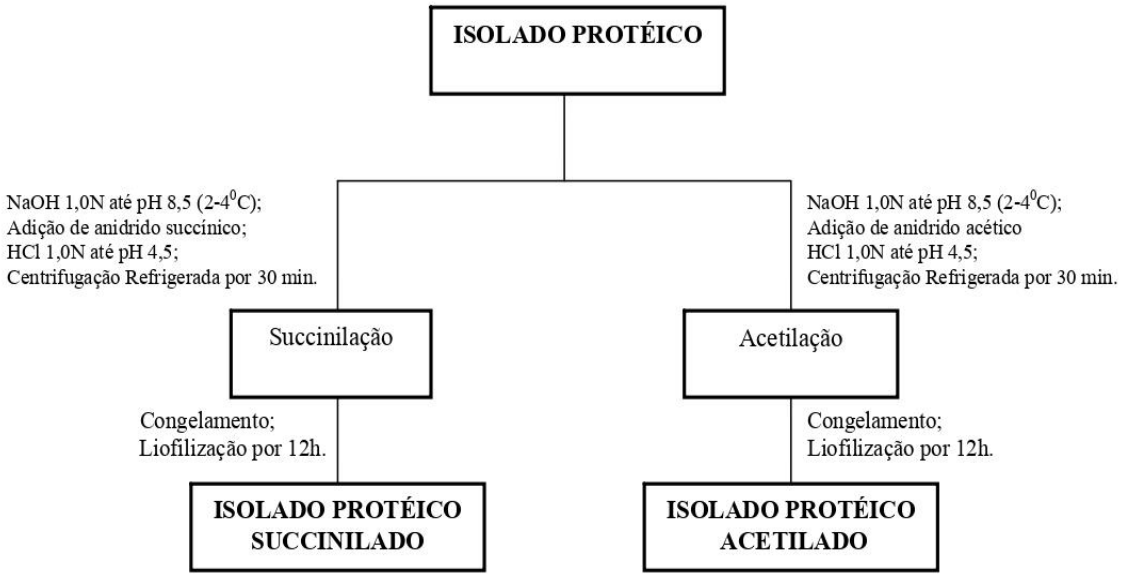


Figura 6 - Fluxograma de acetilação e succinilação da proteína.

3.5.2 Grau de Modificação

O grau de modificação das proteínas da munguba acetiladas e succiniladas foi determinado colorimetricamente de acordo com o método de Beckwitt, Paulis e Wall (1975), pela avaliação da lisina disponível como derivados coloridos da reação com ninidrina, produzidos num sistema dimetil sulfoxida (DMSO). A absorvância foi medida a 580nm. A diferença da absorvância entre os derivados dimetil sulfoxida de isolados protéicos modificados em diferentes níveis e o isolado não modificado foi usada como índice do graude modificação química para acetilação e succinilação.

3.6 Propriedades Funcionais

As propriedades funcionais das proteínas da munguba foram analisadas no isolado protéico nativo e no modificado por acetilação e succinilação.

3.6.1 Solubilidade

A solubilidade de proteínas versus pH foi determinada de acordo com Dench, Rivas e Caygill (1981). Amostras equivalentes a 0,1g em proteínas foram dispersas em 20,0 mL de água destilada. Sob agitação contínua, em agitador magnético, na temperatura ambiente, o pH foi ajustado em valores de 2,0, 4,0, 5,0, 6,0, 8,0 e 10,0 com ácido clorídrico 1,0N e hidróxido de sódio 1,0N. Após o equilíbrio ser atingido em cada um desses valores, prorrogou-se o tempo de agitação por 30 minutos.

As suspensões obtidas foram transferidas quantitativamente para tubos de ensaios graduados e centrifugados a 4.000 x G, por 30 minutos. Em seguida, os volumes nos tubos foram medidos e alíquotas retiradas para a determinação de proteínas solúveis pelo método de biureto (GORNALL, BORDAWILL,DAVID, 1949). O resultado foi expresso como índice de proteínas solúveis, em percentual.

3.6.2 Capacidade de Absorção de Água

A capacidade de absorção de água foi determinada utilizando o método de Quinn e Paton (1981). Amostras equivalentes a 0,25g em proteínas foram

pesadas em tubos de centrífuga graduados. Um volume de 2,5mL de água destilada foi acrescentado com subsequente agitação por 1 minuto, em agitador de tubos, até formação de suspensão.

Após 30 minutos, com agitações ocasionais, os tubos foram centrifugados a 2.750 x G por 10 min. Os volumes sobrenadantes resultantes em cada tubo foram medidos e o resultado expresso em mL de água/g de proteínas após a correção de proteínas solúveis.

3.6.3 Capacidade de Absorção de Óleo

A capacidade de absorção de óleo foi determinada de acordo com o método de Lin, Humbert e Sosulski (1974). Amostras equivalentes a 0,25 g em proteínas, foram pesadas em tubos de centrífuga graduados. Um volume de 2,5 mL de óleo de soja (marca SOYA, BUNGEALIMENTOS S. A.), foi acrescentado. Em seguida, procedeu-se a uma agitação por 1 minuto, em agitador de tubos, até toda massa ficar em suspensão. Após 30 minutos, com agitações ocasionais, os tubos foram centrifugados a 2.750 x G por 10 minutos. Os volumes sobrenadantes resultantes em cada tubo foram medidos e o resultado expresso em mL de óleo/g proteína.

3.6.4 Propriedades Emulsificantes

3.6.4.1Capacidade Emulsificante

A capacidade emulsificante foi determinada usando o método descrito por Kato et al., (1985). Dispersões das amostras foram preparadas utilizando quantidades equivalentes a 1,0 mg proteínas/mL água destilada. Sob agitação continua, em agitador magnético, na temperatura ambiente, o pH foi ajustado para valores de 3,0, 5,0, 7,0 e 9,0 com ácidoclorídrico 1,0N e hidróxido de sódio 1,0N.

Após o equilíbrio ser atingido em cada um desses níveis de pH, prorrogou-se o tempo de agitação por 30 min. Volumes de 50 mL das dispersões foram transferidos para o copo de vidro emulsificador, equipado com eletrodos conectado a um multímetro para registro de corrente elétrica. Em seguida, as dispersões foramagitadas a 10.000 rpm com óleo de soja (marca SOYA, BUNGE ALIMENTOS S. A) adicionado em fluxo contínuo (22 mL/minuto) de um balão de separação graduado.

A quantidade de óleo necessário para que ocorra a inversão da

emulsão, acusado no registrador por queda brusca na corrente elétrica, foi utilizado para a determinação da quantidade de óleo necessário para promover a emulsificação. O resultado foi expresso em mL óleo/100 mg proteínas.

3.6.4.2 Atividade e Estabilidade da Emulsão

A atividade e a estabilidade de emulsão foram determinadas de acordo com o método descrito por Yasumatsu, Sawada e Moritaka (1972). Dispersões das amostras foram preparadas utilizando quantidades equivalentes a 0,5 g de proteínas em 20mL de água destilada, equilibradas em pH 3,0 5,0, 7,0 e 9,0, com ácido clorídrico 1,0N e hidróxido de sódio 1,0N, sob agitação continua, em agitador magnético, em temperatura ambiente.

Após o equilíbrio ser atingido em cada um desses níveis de pH, procedeu-se a prorrogação do tempo de agitação por 30 minutos. As dispersões foram transferidas para o copo de vidro doemulsificador e 20,0 mL de óleo de soja (marca SOYA, BUNGE ALIMENTOS S. A) foi adicionado em seguida.

A emulsão, formada a 10.000 rpm durante 1 minuto de agitação, foi transferida rapidamente para tubos de centrífuga e centrifugados a 2.750 x G durante 5minutos. O resultado da atividade de emulsão foi expresso como percentual de emulsão formada no volume total através da equação:

$$\text{A. E (\%)} = \frac{\text{Altura da camada emulsificada}}{\text{Altura do conteúdo total}} \times 100$$

A estabilidade de emulsão foi avaliada utilizando a equação acima, após aquecimento da emulsão a 80°C por 30 minutos, resfriamento em gelo por 15 minutos e centrifugação a 2.750 x G por 5 minutos nos mesmos tubos que continham a emulsão formada na avaliaçãoda atividade de emulsão.

3.6.5 Viscosidade

Proteínas foram dispersas em 20 ml de água destilada nas concentrações de 1, 2 e 3% (p/v). O pH das soluções protéicas foi ajustado para 12 para solubilização das proteínas com agitação, em agitador magnético. Após o equilíbrio ser atingido neste nível de pH, procedeu- se a prorrogação do

tempo de agitação por 30 minutos. A medida da viscosidade foi feita usando um viscosímetro de Ostwald em temperatura ambiente (29°C) e após aquecimento (90°C) por 15 minutos da solução protéica seguido de resfriamento até temperatura ambiente (29°C). O tempo de escoamento da suspensão protéica e da água foram determinados. A viscosidade foi expressa como viscosidade relativa.

3.7 Análise Estatística

Os resultados relacionados a composição centesimal, o rendimento protéico e extensão da modificação foram submetidos a análise estatística descritiva com observação das médias e desvio padrão de 3 repetições cada. Os dados relativos às propriedades funcionais dos isolados protéicos (solubilidade, capacidade de absorção de água e óleo, propriedades de emulsificação e viscosidade) foram submetidos a análise de variância (ANOVA), com as diferenças significativas determinadas pelo teste de Tukey. O nível de probabilidade de erro (*p*) considerado foi menor que 5%, com o auxílio do programa SPSS for Windows - 14.0 (SPSS INC., 2001).

4 Resultados e Discussão

4.1 Análise de Componentes Centesimais

Os resultados da composição centesimal da amêndoa de munguba nativa obtida apartir das farinhas encontram-se na tabela 1.

Tabela 1 - Composição centesimal da farinha da amêndoa de munguba nativa

Composição Centesimal	Amostra (%)
Umidade	5,52 ± 0,12
Cinzas	4,83 ± 0,04
Lipídios	46,37 ± 0,33
Proteínas (N x 6,25)	14,43 ± 0,42
Carboidratos (diferença de 100)	28,85

Resultados das análises com média de três repetições (± desvio padrão).

Os resultados apresentados no presente estudo revelaram que existe uma predominância da fração lipídica (46,37%). Este elevado teor de óleo verificado é característico de sementes oleaginosas. Os valores encontrados para umidade, cinzas, proteínas e carboidratos foram, respectivamente, 5,52%; 4,83%; 14,43%; 28,85%.

Estes resultados observados assemelham-se ao estudo de Oliveira et al., (2000), em sementes de munguba. Eles encontraram valores superiores para lipídios (53,9%) e carboidratos (29,70%) e inferiores para proteínas (12,90%).

Em outro estudo preliminar das sementes e óleos de munguba, Lago et al., (1987), obtiveram um teor lipídico inferior (44,1%)e superior para proteínas (15,10%) e carboidratos (40,80%). Pieraerts, Ipatieff e Simar (1982),encontraram um teor maior de proteínas (16,40%) nas sementes de munguba analisadas.

Em comparação com os dados reportados por autores em estudo de outras sementes oleaginosas, nossos resultados mostraram-se inferiores a castanha-do-pará em conteúdo lipídico (68,58%) e protéico (16,50 %) e maiores em umidade (4,91%), cinzas (4,32%) e carboidratos (5,69%) (RAMOS, BORA, 2003).

As amêndoas das variedades de faveleira com espinhos (FCE) e sem espinhos (FSE) possuem maiores teores em proteínas, respectivamente com 33,0 e 35,77% e em cinzas, com 5,45 e 6,08%; e menores em lipídios com 40,56 e

40,21%, carboidratos (16,72%) e umidade, com 4,27 e 4,36%, respectivamente (CAVALCANTI, 2007).

Queiroga Neto (2005), encontrou conteúdos semelhantes em amêndoas de fava de morcego, em base seca, para proteínas (14,70%) e lipídios (45,60%). Lopes, García e Vasconcelos (2003), avaliaram o conteúdo de amêndoas de cupuaçu contendo de 9 a 12% de proteína e 57 a 61% de lipídios. A soja apresenta uma composição média inferior de lipídios (21%) e superior em proteínas (42%) (MELLO, 2002).

O conteúdo de proteínas da munguba mostrou-se superior ao trigo-mouro (*Fagopyrum esculentum Moench*) (12,70%) (TANG, 2007), as sementes de pariri (*Eglerodendron pariri*) (12,80%) (LAGO, 1987) e de macadâmia (9,20%) (RIBEIRO, 2003), e inferires em comparação ao amaranto (15,60%) (REIS, NETTO, 2006), a lentilha (33,39%) (SULIMAN *etal*., 2006), ao amendoim (27,6%) (KHALIL, RAGAB, ABD EL-AAL, 1985), a castanha de caju (22,10%) (QUEIROGA NETO et al., 2001) e feijão-cru (*L. muehlbergianus* Hassl.) (25,90%) (VALILLO et al., 2001).

4.2 Rendimento do Isolado Proteico

Os índices de rendimento na extração e na precipitação, encontrados no processo de obtenção do isolado protéico de munguba, estão representados na tabela 2.

Tabela 2 - Extração e recuperação de proteínas na obtenção do isolado protéico de 100g da farinha desengordurada da amêndoa de munguba.

Proteínas Extraídas	**Proteína**	
	Amostra	(%)
Proteína total na farinha desengordurada	28,86 ± 0,09	100
Proteína extraída	23,91 ± 1,05	82,85
Precipitação isoelétrica	20,48 ± 0,08	70,98
Proteína não precipitada	3,42 ± 0,06	11,87
Proteína não extraída	4,94 ± 0,19	17,15

Resultados das análises com média de três repetições (± desvio padrão).

Verificamos na tabela 2 que o teor de proteínas (N x 6,25) da farinha desengordurada foi de 28,86% e que o teor de proteínas extraídas no sobrenadante total da torta desengordurada foi de 82,85%. O total de proteínas

precipitadas em relação às proteínas iniciais, foi de 70,98% e o percentual de proteína não extraída foi 17,15%.

Em comparação a outras fontes protéicas vegetais, o teor de proteínas da farinha desengordurada da munguba foi superior a diferentes cultivares de grão-de-bico (20,60- 24,30%) (KAUR, SINGH, 2007), e do cupuaçu (27,65%) (CARVALHO, GARCÍA, AMAYA-FARFÁN, 2006), entretanto foram menores ao da macadâmia em pH 12 (31,70%) (BORA, RIBEIRO, 2004), da castanha-do-pará (46,65%) (RAMOS, BORA, 2003) e das sementes de algaroba (57,855%) (SILVA, BORA, NETO, 1997).

O teor de proteínas extraídas da munguba mostrou-se superior ao da castanha-do-pará (81,30%) (RAMOS, BORA, 2003), sementes de algaroba (75,73%) (SILVA, BORA, NETO, 1997), algodão (22,05%) (TSALIKI, KECHAGIA, DOXASTAKIS, 2002), a faveleira sem espinhos (80,57%) e inferior a variedade com espinho (83,51%) (CAVALCANTI, 2007), fava de morcego (86,10%) (QUEIROGA NETO, 2005), ervilha (86,60%) (CHAVAN, MCKENZIE, SHAHIDI, 2001).

O conteúdo de proteínas recuperadas após precipitação isoelétrica revelou-se superiora macadâmia em pH 12 (69,40%) (BORA, RIBEIRO, 2004), ao grão de bico (62,10-65,90%) (SÁNCHEZ-VIOQUE et al., 1999) e as sementes de algaroba (63,20%) (SILVA, BORA, NETO, 1997) e inferior ao obtido pela faveleira com e sem espinhos (72,11-72,84%) (CAVALCANTI, 2007) e a castanha-do-pará (72,13%) (RAMOS, BORA, 2003).

O teor de proteínas solúveis no isolado protéico foi de 92,66%. Este valor quando comparado com o de outras fontes vegetais, mostrou-se superior ao obtido pela faveleira com e sem espinhos (81,08-90,02%) (CAVALCANTI, 2007), ao feijão (79,63%) (LAWAL, ADEBOWALE, 2006), a fava de morcego (89,90%), (QUEIROGA NETO, 2005), ao cupuaçu (64,33%) (CARVALHO, GARCÍA, AMAYA-FARFÁN, 2006), a macadâmia empH 12 (92,03%) (BORA, RIBEIRO, 2004), a castanha-do-pará (90,05%) (RAMOS, BORA, 2003), rapeseed (*Brassica napus*) (74,10%) (KRAUSE, 2002), a ervilha (89%) (TOMOSKOZI et al., 2001), soja (86,60%) (WAGNER, SORGENTINI, ANÕN, 2000) e inferior as sementes de algaroba (94,30%) (SILVA, BORA, NETO, 1997). O teor de proteínas solúveis foi utilizado para o cálculo da quantidade de isolado de munguba a ser usado na determinação das propriedades funcionais.

Os diversos tipos de tratamento utilizados durante a extração na obtenção da farinha desengordurada, concentrado e isolado protéico podem influenciar no rendimento dos mesmos, dependendo das condições de

extração, de fatores como concentração, tipo desolvente, temperatura, conteúdo protéico da matéria - prima (REIS, NETTO, 2006; CAPOBIANGO *et al*., 2006; AGBOOLA, NG, MILLS, 2005; BORA, RIBEIRO, 2004).

4.3 Extensão da Modificação

A extensão da modificação do isolado protéico da munguba como porcentagem dos ε-amino grupos da lisina acetilada e succinilada, está representada na tabela 3.

Tabela 3. Extensão da modificação do isolado protéico da munguba tratado com anidrido acético e anidrido succínico.

Concentração de Anidrido (%)	Acetilação do ε-amino gruposda lisina (%)	Succinilação ε-amino gruposda lisina (%)
0	0	0
5	31,09 ± 0,09	46,40 ± 1,02
10	72,75 ± 1,04	62,66 ± 0,04
15	81,77 ± 0,05	72,25 ± 0,07

Resultados das análises com média de três repetições (± desvio padrão).

Os resultados referentes a tabela 3 demonstraram que a extensão da lisina modificada aumentaram na medida em que se ampliaram a concentração do anidrido acético ou anidrido succínico.

A extensão da modificação com o anidrido acético (31,09, 72,75 e 81,77%) foi superior ao anidrido succínico (46,40, 62,66 e 72,25%), com exceção para a menor concentração usada (5%). A maior extensão de modificação para o anidrido acético (81,77%), foi obtida na maior concentração de anidrido utilizado. O maior grau de modificação para o anidrido succínico foi de 72,25%, considerando também a maior concentração do reagente succinilante.

O anidrido acético é um dos reagentes mais utilizados em laboratório para a acetilação em soluções aquosas, resultando em produtos com bom rendimento e pureza. De acordo com Nitecka, Raab e Schwenke (1986), o anidrido acético é um agente de acilação mais efetivo que o anidrido succínico. Este acontecimento se deve ao fato do anidrido acético apresenta uma maior solubilidade e talvez um menor obstáculo estéreo quando comparado ao anidrido succínico (EL-ADAWY, 2000).

A extensão da modificação é essencial para conseguir as desejadas propriedades funcionais no isolado protéico (PAULSON, TUNG, 1988;

KRAUSE, SCHWENKE, 1996), o qual depende adicionalmente da acessibilidade aos grupos aminos da proteína para que ocorra a reação química (KRAUSE, 2002).

Wanasundara e Shahidi (1997), observaram em estudo da semente de linho que o grau de acilação em todos os níveis de concentração foi superior utilizando anidrido acético (47,4; 70,0 e 84,5%) ao anidrido succínico (38,2; 45,5 e 56,9%). Resultados semelhantes foram obtidos na semente de Bambarra groundnut (*Voandzeia subterranean*), usando anidrido acético (78%) e anidrido succínico (72%) (LAWAL, ADEBOWALE, ADEBOWALE, 2007), feijão (*Canavalia ensiformis*) usando anidrido acético (89%) e anidrido succínico (79%) (LAWAL, ADEBOWALE, 2006), feijão (*Phaseolus aureus*), usando anidrido acético (91%)e anidrido succínico (78%) (EL-ADAWY, 2000).

Estudando a castanha-do-pará, Ramos e Bora (2004, 2005), encontraram um leve aumento no efeito do anidrido acético (58,60; 66,20 e 75,30%) sobre o anidrido succínico (55,80; 62,40 e 72,0%). Narayana e Narasinga Rao (1984) não acharam nenhuma diferença significativa na extensão da acetilação e succinilação por anidrido acético e anidrido succínico, respectivamente. Krause (2002) encontrou pequena diferença no grau de modificação entre a acetilação (91%) e succinilação (93%).

4.4 Propriedades funcionais

4.4.1 Solubilidade

Os perfis de solubilidade das proteínas em função da variação pH do isolado protéico nativo e dos modificados por acetilação e succinilação da munguba estão apresentados,respectivamente, nas Figuras 7, 8 e 9.

Os resultados apresentados para o isolado protéico nativo, como mostra a figura 7, revelaram que a solubilidade obtida foi mínima em pH 5 (14,59 %), representando, portanto, o seu ponto isoelétrico. Nos valores de pH acima e abaixo do ponto isoelétrico (extremos de pH), verificou-se as maiores solubilidades, sendo encontrado estes valores em pH 2 (70,39%) e em pH 10 (77,30%) (APÊNDICE A e B).

Em relação aos derivados acetilados e succinilados, verifica-se nas figuras 8 e 9, uma solubilidade mínima em pH 4, que corresponde a seu ponto isoelétrico. Considerando ainda, uma redução da solubilidade com o aumento do pH até alcançar seu ponto isoelétrico.

A partir deste ponto, observou-se um aumento progressivo da

solubilidade para os isolados acetiladose succinilados, ultrapassando no pH 5, a solubilidade do isolado protéico nativo da munguba. As maiores solubilidades foram registradas nos extremos de pH (2 e 10). No pH 2, obteve-se 75,66% para a acetilação e 60,37% para a succinilação.

Em meio alcalino (pH 10), encontraram-se os valores de 84,61% para o derivado acetilado e 86,65% para o succinilado, na mais alta extensão de modificação. A acetilação melhorou significativamente ($p<0,05$) a solubilidade do isolado protéico nativo no seu ponto isoelétrico, no pH 2 e na faixa de variação de pH 5-10.

A succinilação melhorou a solubilidade do isolado protéico nativo no seu ponto isoelétrico e na faixa de variação de pH 5-10, porém apresentou uma diminuição da solubilidade quando comparado ao isolado nativo em pH 2 e apresentou solubilidade mais alta que o acetilado na faixa de pH 5-10, considerando a maior concentração do reagente de modificação (APÊNDICE A e B).

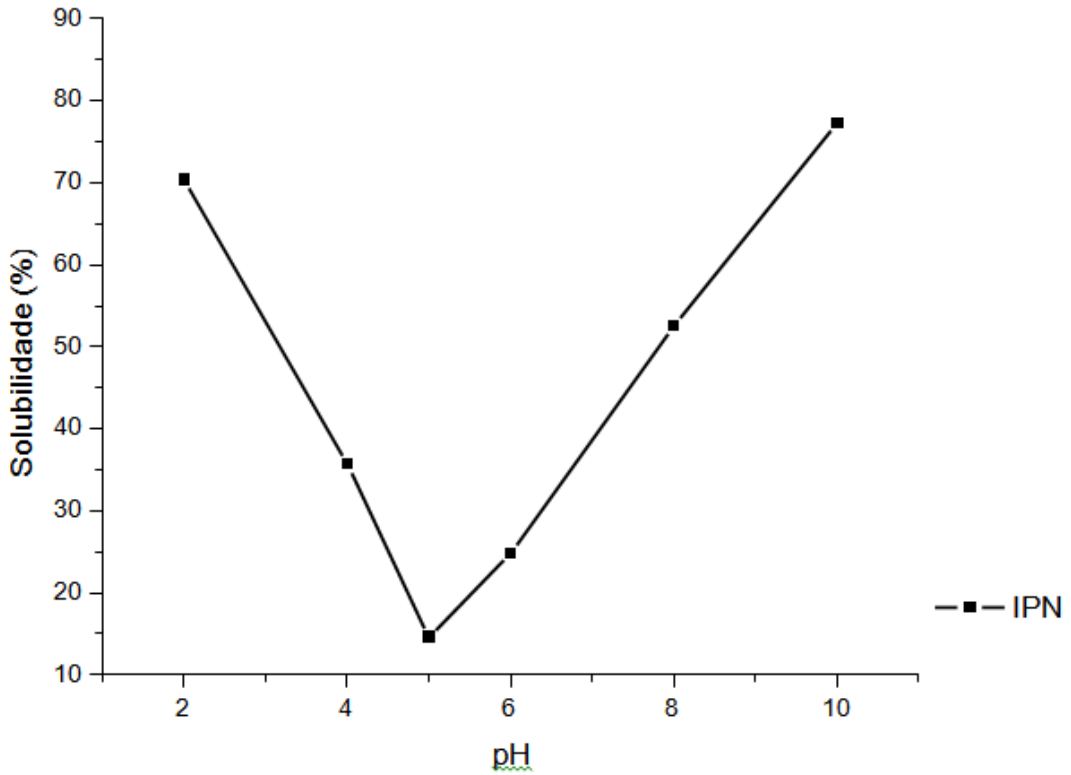


Figura 7 - Perfil de solubilidade do isolado protéico nativo (IPN) das amêndoas de mungubaem função dos valores de pH entre 2 e 10.

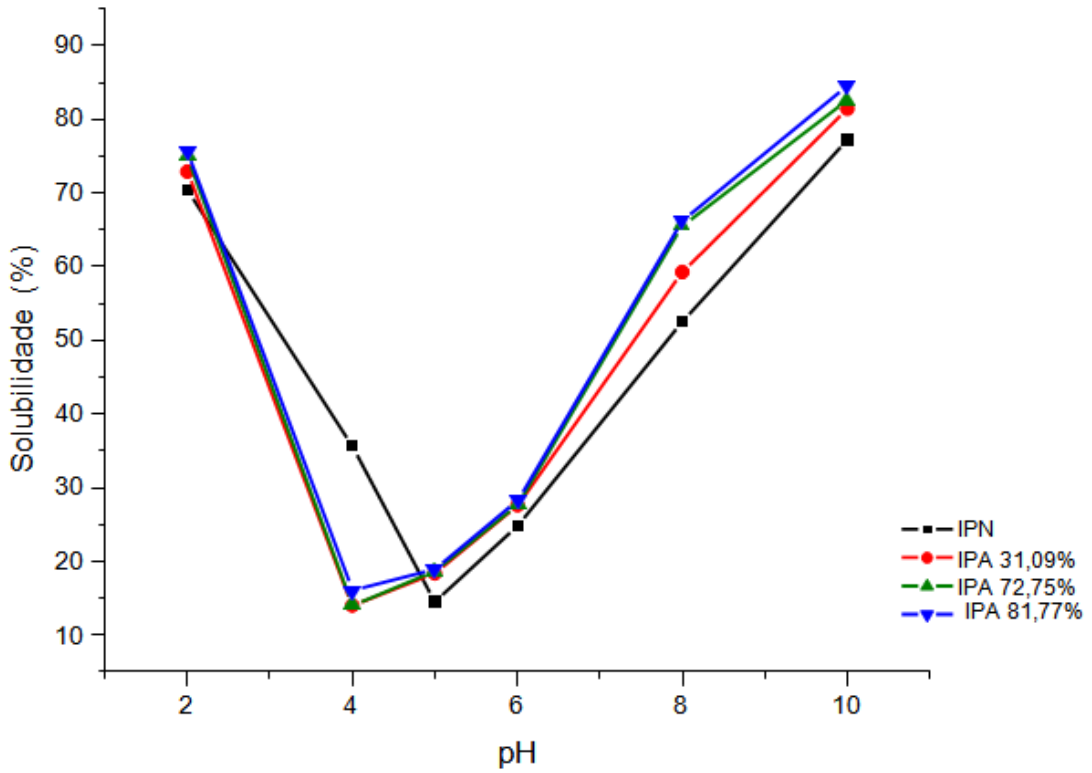


Figura 8 - Perfil de solubilidade do isolado protéico nativo (IPN) e acetilado (IPA) deamêndoas de munguba em função dos valores de pH entre 2 e 10.

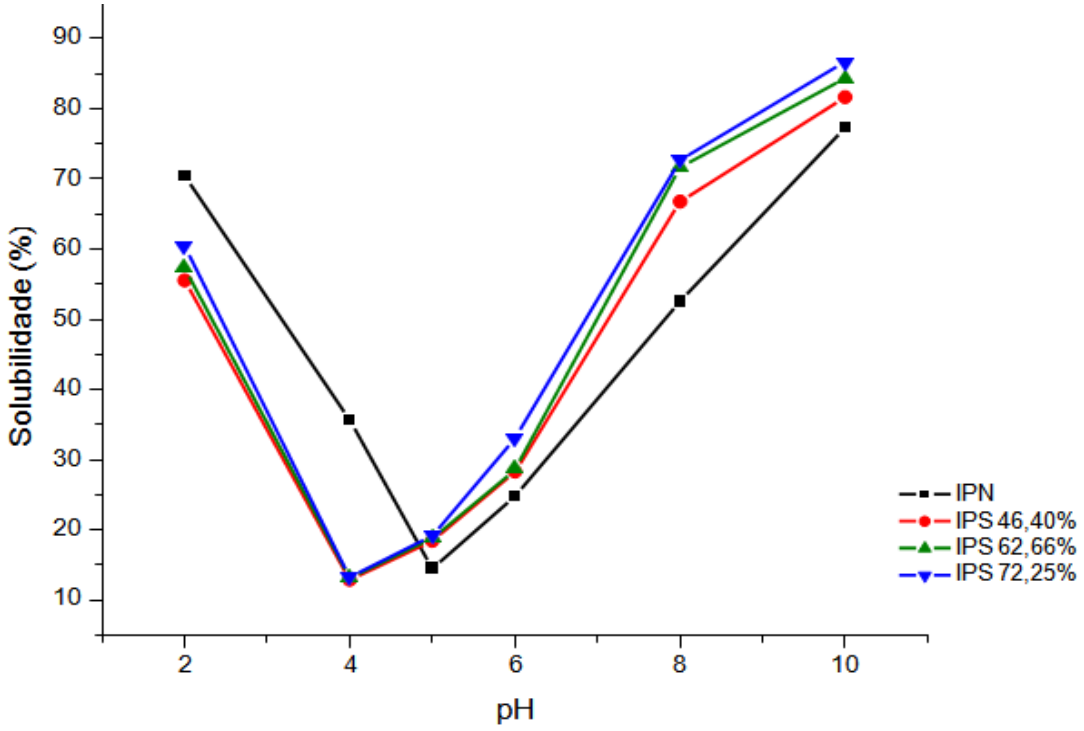


Figura 9 - Perfil de solubilidade do isolado protéico nativo (IPN) e succinilado (IPS) deamêndoas de munguba em função dos valores de pH entre 2 e 10.

O menor valor de solubilidade encontrado em função do pH correspondeu ao ponto isoelétrico da proteína, no qual o número de cargas elétricas das proteínas se equivalem e não mais repelem-se entre si, formando, consequentemente, agregados e precipitação das moléculas (ORDONEZ et al., 2006). Frequentemente, os valores mínimos de solubilidade encontrados para as proteínas vegetais estão na faixa entre pH 3,5 e 6,5 (CHEFTEL, CUQ, LORIENT, 1989; SGARBIERI, 1996; SOSULSKI, McCURDY, 1987).

Segundo Kinsella (1979), o aumento da solubilidade em pH fortemente ácido e alcalino ocorre em predominância do excesso de cargas positivas ou negativas que geram forças de repulsão eletrostática capazes de promover uma interação entre as moléculas de proteínas com a água e, portanto, uma maior solubilização das proteínas.

A solubilidade de uma proteína depende de vários fatores, como peso molecular, conformação das moléculas, temperatura, interação com outros componentes dos alimentos, distribuição de cargas elétricas, a qual é influenciada pelo pH (LIU, 1999). O conhecimento da solubilidade em diferentes valores de pH é essencial para definir a incorporação do isolado protéico em sistemas alimentícios (HORAX et al., 2004).

O comportamento do perfil de solubilidade para o isolado protéico nativo da munguba enquadrou-se com o de outras proteínas vegetais. Yu, Ahmedna e Goktepe (2007), avaliando a farinha do amendoim, encontraram que a solubilidade mínima foi observada em pH 3,5-4,5e máxima solubilidade em pH 10. Suliman et al., (2006), analisando cultivares de lentilhas, encontraram uma menor solubilidade em pH 5 e aumentos nas regiões ácidas e básicas deste pH, alcançando valor máximo em pH 12.

Choi e Ma (2006), analisando as sementes do trigo- mouro, obtiveram solubilidade mínima em pH 5 e máxima na extremidade ácida (pH 3) e básica (pH 11). Cavalcanti (2007), em análise das amêndoas das variedades de faveleira, encontrou um índice mínimo de solubilidade em pH 4,0 e superior em pH 2 e 10.

Kaur e Singh (2007), estudando os isolados de proteínas de diferentes cultivares de grão-de-bico (*Cicer arietinum L.*), encontraram solubilidade mínima no pH entre 4 e 5 e duas regiões de solubilidade máxima em pH 2,5 e 7. Em pH 6,5, todas as proteínas tiveram solubilidade maior que 70%. Adebowale *et al*., (2007), verificaram na análise das proteínas de feijão Mucuna uma menor solubilidade entre pH 4 e 5, representando a região isoelétrica.

Ruíz-Henestrosa et al., (2007) informaram que a solubilidade da

globulina de soja é alto na região de pH básico e diminui gradualmente até a solubilidade mínima no valor de pH 4,0.

Carvalho, García e Amaya-Farfán (2006), ao estudarem a farinha, o concentrado protéico e o isolado protéico da semente do Cupuaçu (*Theobroma grandiflorum* Schum) determinaram que a solubilidade foi máxima em pH 10 e que no pH 7, quase 80% do isolado protéico foi solubilizado. Glória e Reginato-d' Arce (2000), estudando a castanha-do-pará, encontraram para o isolado protéico uma boa solubilidade em pH 2 (49,11%) e alta solubilidade no pH 12 (87,84%) e baixa solubilidade próximo à região do ponto isoelétrico.

As mudanças estruturais, como o desdobramento das moléculas protéicas e a dissociação por causa da acetilação e succinilação, muda o ponto isoelétrico das proteínas para valores mais baixos (WANASUNDARA, SHAHIDI, 1997). De acordo com Lawal e Adebowale (2006), o equilíbrio entre as cargas positivas e negativas minimizou a repulsão eletrostática entre as moléculas, diminuindo, assim, a solubilidade dos isolados acilados em torno do pH 4.

O bloqueio de grupos amino depois da modificação química da substância é a razão para a diminuição da solubilidade global na região ácida quando comparada com a proteína inalterada (KRAUSE, 2002). A diminuição da solubilidade na região ácida (abaixo do ponto isoelétrico) das proteínas aciladas, se deve provavelmente a substituição de grupos amônios catiônicos da lisina depois da acilação, ocasionando um número insuficiente de grupos catiônicos hidrófilos adequados para exceder as forças agregadas resultantes da interação hidrofóbica entre grupos alquil e aromático dos resíduos de aminoácido (FRANZEN, KINSELLA, 1976a).

A maior solubilidade encontrada em extremos de pH (ácido e alcalino) para os derivados acilados se deve a predominância de cargas positivas ou negativas, resultando em forte interação entre a proteína e as moléculas de água, como também uma maior repulsão eletrostática, proporcionando um aumento da solubilidade.

Os derivados acetilados e succinilados melhoraram a solubilização do isolado nativo da munguba na faixa de pH de 5-10. Conforme Lawal, Adebowale e Adebowale (2007), isto se deve a uma combinação da repulsão da carga intra e intermolecular que promoveu desdobramento da proteína e produziu menos interações proteína-proteína e mais interações proteína-água.

Um melhor aumento no perfil de solubilidade para o isolado protéico succinilado da munguba em comparação ao acetilado foi observado em pH

entre 5-10. Este resultado pode ser justificado com base na estrutura das proteínas succiniladas. A succinilação introduz cadeias laterais mais longas comparadas com a acetilação, produzindo maior repulsão eletrostática dentro das proteínas, provocando maior mudança na conformação e melhor interação proteína-água (EL-ADAWY, 2000; LAWAL, ADEBOWALE, 2006).

A substituição de forças atrativas (amônio-carboxil) com forças repulsivas (succinato carboxil- carboxil) pela succinilação, resultando uma carga negativa na proteína em combinação com a repulsão eletrostática devido a introdução do ânion succinato, promove uma melhor solubilidade. Já a acetilação reduz a extensão de atração eletrostática entre vizinho amino e grupos carboxil devido a substituição de grupos aminos com grupos de acetil neutros, que reduz a sua solubilidade (WANASUNDARA, SHAHIDI, 1997; LAWAL, ADEBOWALE, ADEBOWALE, 2007).

Ramos e Bora (2004), analisando o perfil de solubilidade da globulina nativa e acetilada da castanha do Pará *(Bertholletia excelsa* HBK) observaram aumento acima de pH 6,0 e diminuição na faixa de pH 3,0 a 4,0. A menor solubilidade encontrada foi em pH 5,0 para a globulina nativa, enquanto a da globulina acetilada foi em pH 4,0. Resultados semelhantes à munguba foram encontrados para o feijão (*Canavalia ensiformis*) (LAWAL, ADEBOWALE, 2006), sementes de algaroba (SILVA, BORA, NETO, 1997), semente de Bambarra groundnut (*Voandzeia subterranean*) (LAWAL, ADEBOWALE, ADEBOWALE, 2007), lentilha (BORA, 2002), proteínas do feijão (EL-ADAWY, 2000), globulina da canola (GRUENER, ISMOND, 1997), proteína do linho (WANASUNDARA, SHAHIDI, 1997).

4.4.2 Capacidade de Absorção de Água

Os resultados das capacidades de absorção de água do isolado protéico nativo da munguba e dos modificados por acetilação e succinilação estão apresentados na tabela 4**.**

Observa-se na tabela 4 que a capacidade de absorção de água encontrada para o isolado protéico nativo da munguba foi 1,49 mL H_20/g proteína.

Verificam-se ainda aumentos significativos ($p<0,05$) de 14,77 e 15,44 %, respectivamente, no valor da absorção de água para o isolado modificado por acetilação nas seguintes extensões de modificações 72,75 e 81,77% em comparação ao isolado nativo da munguba. Entretanto, os resultados para o

isolado succinilado demonstram que após a modificação protéica não houve uma melhora significativa na capacidade de absorção de água em relação ao isolado nativo.

Tabela 4 - Capacidades de absorção de água do isolado protéico nativo da munguba e dosmodificados por acetilação e succinilação.

Modificação	Grau de Modificação (%)	Capacidade de Absorção de Água (mL H_2O/g proteína)
Isolado Protéico Nativo	0	1,49 ^{b} ± 0,02
Isolado Protéico Acetilado	31,09	1,63 ^{ab} ± 0,04
	72,75	1,71 ^{a} ± 0,06
	81,77	1,72 ^{a} ± 0,06
Isolado Protéico Succinilado	46,40	1,50 ^{b} ± 0,04
	62,66	1,51 ^{b} ± 0,05
	72,25	1,53 ^{b} ± 0,06

Resultados das análises com média de três repetições (± desvio padrão). Médias seguidas pela mesmaletra (na coluna) não diferem pelo teste de Tukey a 5%.

Os isolados protéicos possuem grande habilidade para inchar, dissociar e desdobrar, expondo sítios de ligação para a água. A absorção de água pela proteína é afetada por muitos fatores, como a composição de aminoácidos, estrutura e conformação das proteínas, pH, temperatura, polaridade, força iônica, outros componente alimentícios (KINSELLA, 1976).

As diferenças na capacidade de absorção de água nas proteínas podem ser atribuídas ao seu maior grau de hidrofilicidade e as variações nas concentrações protéicas (LIN, HUMBERT, SOSULSKI, 1974; HUFFMAN, LEE, BURNS, 1975). A capacidade de absorção de água com valores variando de 1,49 a 4,72 (mL/g) é considerado crítico para o uso em comidas viscosas como sopas e molhos (ALETOR, OSHODI, IPINMOROTI, 2002). Assim, o isolado da munguba é indicado para ser utilizado em comidas que requerem alta capacidade de absorção de água.

O resultado para a capacidade de absorção de água do isolado protéico nativo da munguba foi semelhante ao encontrado para a castanha-do-pará (1,49 mL H_2O/g proteína) (GLÓRIA, REGITANO d´ARCE, 2000) e superior ao encontrado pela faveleira com e sem espinhos (1,06-1,36 mL H_20/g proteína) (CAVALCANTI, 2007), globulinas do trigo-mouro (1,33 mL H_2O/g proteína) (CHOI, MA, 2006), castanha de cajú (1,45 mL H_2O/g proteína) (QUEIROGA NETO et al., 2001), amendoim (1,30 mL H_2O/g proteína) (MONTEIRO,

PRAKASH, 1994), soja (1,30 mL H_2O/g proteína) (FERNÁNDEZ-QUINTELA et al.,1997) e inferior ao Amendoim (1,67 mL H_2O/g proteína) (YU, AHMEDNA, GOKTEPE, 2007), cultivares de lentilha (1,90-2,0 mL H_2O/g proteína) (SULIMAN et al., 2006), castanha-do- pará (1,98 mL H_2O/g proteína) (RAMOS, BORA, 2005), fava de morcego (2,04-2,32 mL H_2O/g proteína) (QUEIROGA NETO, 2005), lupin (2,09-2,25 mL H_2O/g proteína) (EL-ADAWY et al., 2001), soja (4,3 mL H_2O/g proteína) (GANDHI, KHARE, JHA, 2000).

Sánchez-Vioque et al., (1999), encontraram uma absorção de água entre 1,78, 3,43 e 1,99 g H_2O/100g proteína para amostras de grão de bico. Chavan, Mckenzie e Shahidi (2001),analisando os isolados de ervilha, encontraram uma absorção de água de 2,57-2,88 mL H_2O/g proteína.

A capacidade de absorção de água aumentada pela acetilação das proteínas da munguba pode ser atribuída ao efeito da carga quando os grupos acil foram adicionados (BARBER, WARTHESON, 1982). Segundo (EL-ADAWY, 2000), a acilação pode causar dissociação e desdobrando das moléculas protéicas, passando a expor grupos mais hidrófilicos que hidrofóbicos, aumentando assim os lados hidrófilos para a ligação com a água.

De acordo com Beuchat (1977), o desdobramento de moléculas de proteínas intensificaria a entrada de água, enquanto a dissociação de proteína em subunidades aumentaria potencialmente os locais de ligação com a água. Este desdobramento das cadeias protéicas devido às repulsões eletrostáticas entre grupos carboxílicos adicionados e os grupos carboxílicos nativos adjacentes, como informado por Chou e Morr (1979) expõe resíduos de aminoácido escondidos, que os tornam disponíveis para interação em meio aquoso, produzindo mais interação proteína-água e menos interação proteína-proteína.

Os maiores valores na capacidade de absorção de água encontrada para o isolado acetilado da munguba em relação ao succinilado pode ser atribuída a solubilidade mais alta doisolado protéico succinilado. Geralmente, as proteínas que apresentam alta solubilidade possuem uma menor absorção de água (HERMANSSON, 1973).

El-Adawy (2000), estudando o feijão encontrou melhorias na capacidade de absorção de água tanto para as proteínas acetiladas como para as succiniladas em todos os níveis de modificação, mas encontrou um maior aumento da absorção da água para as proteínas acetiladas, em conformidade com este estudo. Ramos e Bora (2004), analisando a capacidade de absorção

de água da globulinanativa e acetilada da castanha do Pará *(Bertholletia excelsa* HBK) encontraram um aumento da globulina nativa de 1,98 H_2O/g proteína para aproximadamente 3,34, 3,51 e 3,65 mLH_2O/g proteína em 58,56, 66,17 e 75,28% para a globulina acetilada, respectivamente.

O aumento na capacidade de absorção de água pela acilação foi reportado para as proteínas do feijão jack (LAWAL, ADEBOWALE, 2006), castanha do Pará por (RAMOS, BORA, 2005), lentilhas por (BORA, 2002), feijão bean por (EL-ADAWY, 2000), proteínas de grão de bico por (LIU, HUNG, 1998), algaroba por (SILVA, BORA, NETO, 1997), proteínas do amendoim por (BEUCHAT, 1977), aveia por (PONNAMPALAM et al.,1988), folha de tabaco por (SHENN, 1991), soja por (FERNÁNDEZ-QUINTELA et al., 1997).

4.4.3 Capacidade de Absorção de Óleo

Os resultados das capacidades de absorção de óleo do isolado protéico nativo da munguba e dos modificados por acetilação e succinilação estão apresentados na tabela 5**.** Observa-se na tabela 5 que a capacidade de absorção de óleo encontrada para o isolado protéico nativo da munguba foi 2,37 mL óleo/g proteína.

Os resultados alcançados para a capacidade de absorção de óleo nos isolados protéicos acetilados, como observado na tabela 5, mostraram um aumento significativo, respectivamente, de 14,77, 18,57 e 23,63% em relação ao isolado nativo em todos os níveis demodificações. Porém, não houve melhoria da absorção de óleo após a succinilação do isolado nativo da munguba.

Tabela 5 - Capacidades de absorção de óleo do isolado protéico nativo da munguba e dosmodificados por acetilação e succinilação.

Modificação	**Grau de Modificação (%)**	**Capacidade de Absorção de Água (mL H_2O/g proteína)**
Isolado Protéico Nativo	0	2,37 ^{c} ± 0,03
Isolado Protéico Acetilado	31,09	2,72 ^{b} ± 0,03
	72,75	2,81 ^{ab} ± 0,07
	81,77	2,93 ^{a} ± 0,05
Isolado Protéico Succinilado	46,40	2,20 ^{d} ± 0,08
	62,66	2,48 ^{c} ± 0,04
	72,25	2,50 ^{c} ± 0,06

Resultados das análises com média de três repetições (± desvio padrão). Médias seguidas pela mesmaletra (na coluna) não diferem pelo teste de Tukey a 5%.

A capacidade de absorção de óleo relaciona-se com a interação da cadeia lateral apolar da proteína, como também, com as características conformacionais das proteínas (SULIMAN et al., 2006). A habilidade das proteínas em se ligar ao óleo depende de vários fatores, como hidrofobicidade, desnaturação e flexibilidade das proteínas, condições de processamento, temperatura (ZAYAS, 1997). A variação da capacidade de absorção de óleo em diferentes tipos de isolados protéicos pode ser atribuída ao maior ou menor grau de hidrofobicidade das proteínas.

O resultado para a capacidade de absorção de óleo do isolado nativo da munguba mostrou-se superior a faveleira com e sem espinhos (0,99-1,06 mL óleo/g proteína) (CAVALCANTI, 2007), cultivares de lentilhas (1,9-2,0 mL óleo/g proteína) (SULIMAN et al, 2006), globulina do trigo-mouro (1,73 mL óleo/g proteína) (CHOI, MA, 2006), castanha do Pará (1,44 mL óleo/g proteína) (RAMOS, BORA, 2005), castanha de caju (1,40 mL óleo/g proteína) (QUEIROGA NETO et al., 2001), ervilha (0,64-0,82 mL óleo/g proteína) (CHAVAN, MCKENZIE, SHAHIDI, 2001) e inferior ao amendoim (2,67 mL óleo/g proteína) (YU, AHMEDNA, GOKTEPE, 2007), Lupin (2,71-2,81 mL óleo/g proteína) (EL- ADAWY et al., 2001), ervilha (2,6 mL óleo/g proteína) (BORA, 2002).

Glória e Regitano-d´Arce (2000), encontraram os seguintes valores para a capacidade de absorção de óleo da torta desengordurada, concentrado e isolado protéico 1,79; 1,45 e 0,79 mL óleo/g proteína, respectivamente. Bora e Ribeiro (2004), analisando os isolados da macadâmia em pH 2, 7,2 e 12 obteve, respectivamente, os valores de 1,01, 1,30 e 1,12,0 mL óleo/g proteína.

O mecanismo de absorção do óleo de uma proteína foi principalmente sugerida como a retenção física de óleo pelas proteínas, sendo a mesma influenciada pela sua hidrofobicidade (WANG, KINSELLA, 1976).

De acordo com Gruener e Ismond (1997), a melhora da capacidade de absorção de óleo pela acetilação das proteínas da munguba pode ser ocasionada devido ao desdobramento da estrutura das proteínas após a modificação, permitindo a entrada física do óleo.

O maior aumento na capacidade de absorção de óleo para o isolado acetilado da munguba em relação ao succinilado pode ser atribuída ao fato de que a acetilação leva a introdução de grupos de lipofílicos nas moléculas de proteína, enquanto a succinilação introduz grupos hidrofílicos, conduzindo a uma diminuição de sua capacidade de absorção de óleo (NARAYANA, NARASINGA RAO, 1984).

Assim, a possível diminuição na absorção de óleo das proteínas succiniladas resulta do aumento de grupos hidrófilos na interface óleo- água.

Um maior aumento na absorção de óleo após a acetilação quando comparado a succinilação foi informado também por Lawal e Adebowale (2006), estudando o feijão (*Canavalia ensiformis*). Wanasundara e Shahidi (1997), encontraram a mais alta absorção de óleo para a proteína de linho acetilada no mais baixo grau de modificação (5%) e o menor valor foi obtido no grau mais alto de succinilação (20%).

Para Gruener e Ismond (1997), tanto a acetilação como a succinilação aumentaram significativamente a capacidade de absorção de óleo nas globulinas da canola. Estes mesmos dados foram reportados por El-Adawy (2000), estudando o feijão mung, por Ma e Wood (1987) nas proteínas de aveia, Kabirullah e Wills (1982), em proteínas de girassol.

Ramos (2002), em estudo da castanha do Pará também encontrou um aumento na capacidade de absorção de óleo para as proteínas acetiladas e succiniladas, porém, um superior aumento foi verificado para a succinilação em todos os níveis de modificação. Melhorias na capacidade de absorção de óleo pela acilação foram também informadas para o feijão (Lablab purpureus) (LAWAL, 2005), castanha-do-pará (RAMOS, BORA, 2005), algaroba (SILVA, BORA, NETO, 1997), algodão (CHOI, LUSAS, RHEE, 1981), amendoim (MONTEIRO, PRAKASH, 1996).

4.4.4 Propriedades Emulsificantes

4.4.4.1 Capacidade Emulsificante

A capacidade emulsificante do isolado protéico nativo da munguba e dos modificados por acetilação e succinilação estão apresentados, respectivamente, nas figuras 10 e 11.

Os resultados apresentados revelaram que a capacidade emulsificante para o isolado protéico nativo foi mínima em pH 5 (32,40 mL óleo/100mg proteína), o qual representa seu ponto isoelétrico. Nos extremos de pH (lados ácidos e básicos do ponto isoelétrico), encontrou-se os maiores valores para capacidade emulsificante, sendo estes em pH 3 (64,11 mL óleo/100mg proteína) e em pH 9 (102,17 mL óleo/100mg proteína) (APÊNDICE C).

Os resultados obtidos para as capacidades emulsificantes dos isolados

protéicos acetilados (Figura 10) não apresentaram melhoria em comparação ao isolado nativo em pH 3. No pH 5 houve apenas um aumento significativo de 31,08% na maior extensão de modificação (81,77%), enquanto os outros valores obtidos não mostraram diferenças quando comparado ao nativo.

Aumentos significativos foram encontrados em pH 7 e 9 em relação ao isolado nativo, porém com o aumento da concentração do anidrido acético em pH 9 verificou-se uma diminuição dos valores das capacidades emulsificantes e para o pH 7 houve uma diminuição no maior grau de modificação (81,77%).

Mesmo com estas quedas, os resultados ainda foram superiores ao encontrado para o isolado nativo. O maior percentual de óleo emulsificado no pH 7,0 (145,15 mL óleo/100mg proteína), correspondeu a um aumento de 53,58%. O maior percentual de óleo emulsificado encontrado para o isolado acetilado em pH 9 (176,11 mL óleo/100mg proteína), correspondeu a um aumento de 72,37%, em comparação a proteína nativa (APÊNDICE C).

Verificou-se para as capacidades emulsificantes dos isolados protéicos succinilados (Figura 11), aumentos significativos de 9,69 % em pH 3 no maior grau de modificação (72,25%) em relação ao isolado nativo e observou-se que houve uma diminuição na capacidade emulsificante com o isolado succinilado a 62,66% da extensão de modificação.

No pH 5 houve apenas um aumento estatisticamente significante de 48,77% no menor grau de modificação. Nos pHs 7 e 9 foram obtidos aumentos significantes com o aumento do grau de modificação. No pH 7, o maior aumento correspondeu a 61,15% (152,30 mL óleo/100mg proteína). O maior valor de óleo emulsificado encontrado para o isolado succinilado foi em pH 9 (172,53 mL óleo/100mg proteína), correspondendo a um aumento de 68,87%, em comparação a proteína nativa (APÊNDICE C).

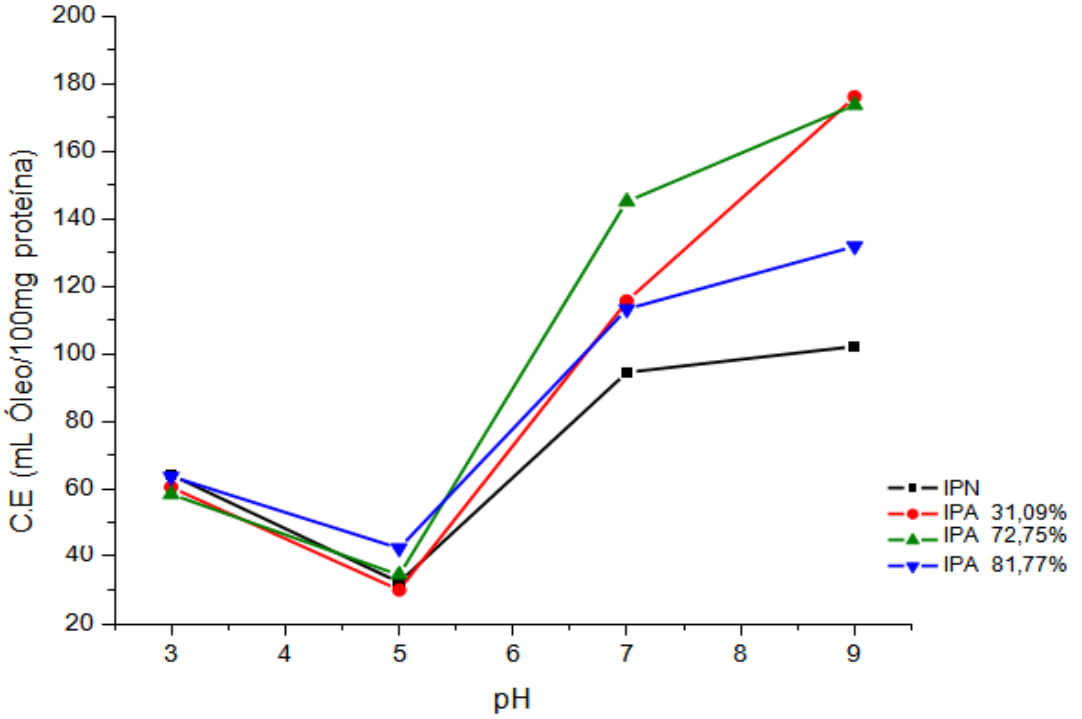


Figura 10 - Capacidade de emulsificação do isolado protéico nativo (IPN) e acetilado (IPA)de amêndoas de munguba em função dos valores de pH 3, 5, 7 e 9.

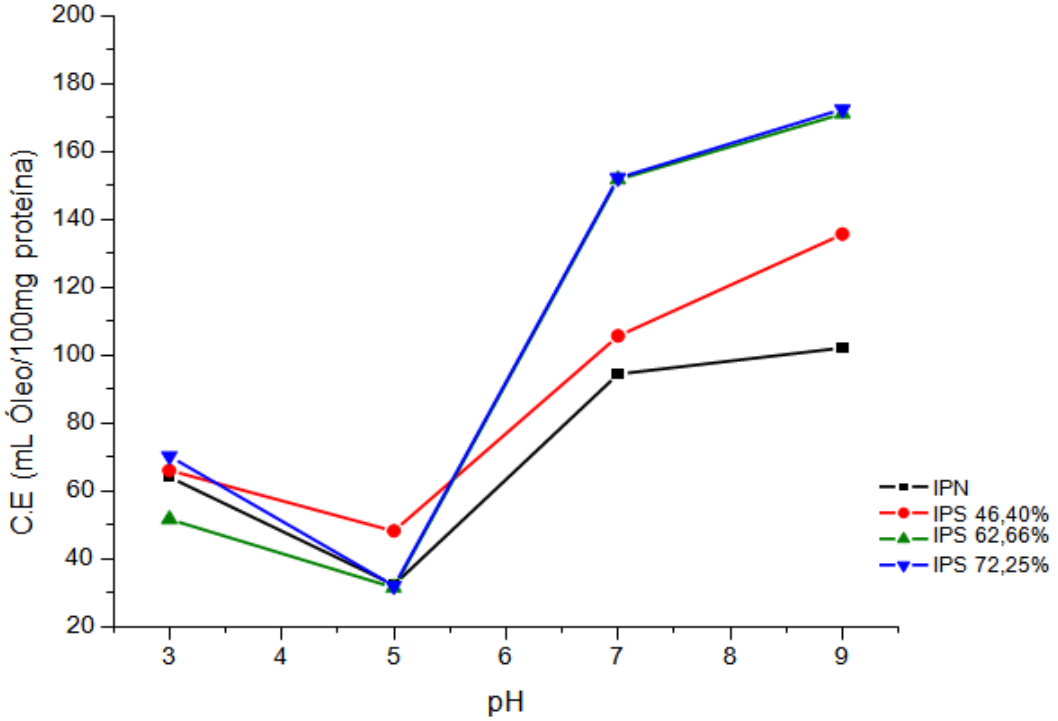


Figura 11 - Capacidade de emulsificação do isolado protéico nativo (IPN) e succinilado (IPS)de amêndoas de munguba em função dos valores de pH 3, 5, 7 e 9.

A capacidade de emulsão geralmente segue o perfil de solubilidade, variando em função do pH, como foi observado neste estudo. Segundo Cheftel, Cuq e Lorient (1989), a capacidade de emulsão sofre influência da solubilidade da proteína em questão, e esta se relaciona com o pH da solução.

Assim, quanto mais proteínas estiverem dissolvidas em um sistema de emulsão, mais proteínas se encontrarão na interface entre fase de óleo e fase contínua durante emulsificação (QI, HETTIARACHCHY, KALAPATHY, 1997), formando uma camada ao redor da gotícula de óleo, facilitando a associação com a fase aquosa que envolve a gotícula de óleo, tornando a emulsão mais estável e resistente a coalescência (HALLING, 1981).

Townsend e Nakai (1983), informaram que na formação da camada interfacial é necessário uma boa hidrofobicidade como também flexibilidade das proteínas. As proteínas hidrofóbicas orientam melhor os grupos hidrofóbicos em direção à fase oleosa e os grupos hidrofílicos para à fase aquosa.

Resultados semelhantes para a capacidade de uma proteína em emulsificar e a influência da sua solubilidade foram documentadas por outros investigadores. Bora e Ribeiro (2004) encontraram um menor valor para capacidade emulsificante em pH 5 e maiores valores nos extremos de pH, atingindo valor máximo em pH 8 para os três isolados de macadâmia.

Cavalcanti (2007) observou para isolados protéicos de amêndoas das variedades da faveleira com e sem espinhos que as capacidades emulsificantes mostraram-se dependentes do pH e que apresentaram menor capacidade emulsificação no pI (pH 4) e maior nos lados ácido e básico desse pH.

Queiroga Neto (2005), estudando as proteínas de amêndoa de fava de morcego (*Dipteryx lacunifera*) encontrou para capacidade emulsificante valores que variaram de 44,3 a 123,50 óleo/0,1g proteína). Comportamento diferente aos resultados deste estudo foiinformado por Koyoro e Powers (1987), que a despeito da baixa solubilidade da fração vicilina da ervilha em pH 4, obteve alta capacidade de emulsificação.

MacWatters e Holmes (1979), mostraram que uma alta concentração de nitrogênio solubilizados não foi necessariamente relatado para a máxima capacidade de emulsificação.

O aumento da capacidade emulsificante observado na acilação dos isolados protéicos da munguba por anidrido acético e succínico pode ocorrer em razão do desdobramento das moléculas de proteína, promovida pela

acilação das moléculas protéicas, aumentando, assim, a exposição de resíduos lipofílicos e hidrofílicos para a interfase óleo-água, promovendo a redução da tensão de superfície e evitando a coalescência das gotículas de óleo.

Conforme Dickson e Stainsby (1987), as modificações químicas ajudam a aumentar a carga líquida negativa da proteína, produzindo alteração na estrutura e na hidrofobicidade da molécula, afetando assim sua atividade de superfície.

O menor aumento nas capacidades emulsificantes na região do ponto isoelétrico, se deve ao fato que é nesta região onde se tem a menor solubilidade das proteínas e a maior interação proteína-proteína, resultando em baixa hidrofobicidade de superfície. Entretanto, as propriedades emulsificantes das proteínas aciladas não dependem somente de sua solubilidade, o equilíbrio hidrofílico-lipofílico é importante, mas não aumenta linearmente com o aumento da hidrofobicidade da proteína (NAKAI, 1983).

Neste estudo pôde-se ainda constatar que, em algumas amostras, com o aumento do grau de modificação de acilação houve uma diminuição das capacidades emulsificantes. De acordo com a justificativa de Krause (2002), um moderado bloqueio de grupos aminos da proteína freqüentemente leva a uma melhor funcionalidade do que um alto grau de bloqueio.

Resultados semelhantes foram mencionados por outros autores, relatando o efeito da acilação na capacidade emulsificante. El-Adawy (2000) encontrou um significativo aumentado na capacidade emulsificante depois de acilação com anidrido acético e succínicoda proteína de feijão.

No entanto, as concentrações mais altas dos reagentes causaram redução da capacidade emulsificante. Beuchat (1977), relatou um aumento significativo na capacidade emulsificante das proteínas de amendoim succiniladas, mas ao maior aumento no tratamento de modificação (130%), verificou uma diminuição significante da sua capacidade de emulsificação.

Silva, Bora e Neto (1997) reportaram para as sementes de algaroba modificadas por acetilação, um acentuado aumento na capacidade de emulsificação no pH 3, um decréscimono pH 5 e aumento progressivo nos pHs 7 e 8. Ramos e Bora (2005), estudando a castanha do Pará succinilada, relataram a influência da extensão de modificação na sua capacidade emulsificante. Uma diminuição em pH 3 e aumentos em pH 5, 7 e 9 foram verificados com o aumento do grau de modificação.

4.4.4.2 Atividade e Estabilidade da Emulsão

A atividade e estabilidade da emulsão do isolado protéico nativo da munguba e dos modificados por acetilação e succinilação estão apresentados, respectivamente, nas tabelas 6 e7.

A atividade e estabilidade emulsificante do isolado protéico nativo, como mostra as tabelas 6 e 7, foram mínimas no pH 5 (6,23 e 5,64%), respectivamente. Os maiores valores obtidos para atividade e estabilidade emulsificante foram nos lados ácidos e básicos deste pH, respectivamente em pH 3 (46,88 e 42,03%), pH 7 (53,57 e 51,65%) e pH 9 (62,70 e 60,30%).

Os menores valores observados no pH 5 nestas duas propriedades emulsificantes se deve a uma menor solubilidade neste pH. Inversamente, nos pH 3, 7 e 9, encontramos uma maior solubilidade das proteínas e uma melhor hidrofobicidade de superfície, consequentemente, uma melhora nas suas propriedades emulsificantes.

Analisando as tabelas 6 e 7, pôde-se verificar que houve um aumento significativo (21,19%) na atividade emulsificante do isolado acetilado no pH 5, no seu maior grau de modificação (81,77%). Neste mesmo pH houve um incremento na estabilidade emulsificante de 21,80 e 27,66%, respectivamente, com o isolado acetilado a 72,75 e 81,77%.

No pH 7, a atividade emulsificante foi melhorada pela acetilação em todas as extensões de modificação, sendo o maior percentual de aumento verificado (8,34%) no seu maior grau de modificação e a estabilidade foi melhorada neste mesmo pH em 7,78%, também no seu maior grau de modificação. Observou-se, ainda, que a atividade e estabilidade emulsificante do isolado nativo não foram melhoradas após a acetilação nos valores de pH 3 e 9.

O isolado succinilado melhorou significativamente a atividade e a estabilidade emulsificante do isolado protéico nativo, respectivamente em 8,47 e 16,73% no pH 3, apenas no seu maior grau de modificação (72,25%). No pH 5, aumentos da atividade e estabilidadede emulsão foram verificados em todas as concentrações do reagente de succinilação, sendo os maiores percentuais de aumentos verificados, respectivamente, (35,15 e 43,79%) para a atividade e estabilidade emulsificante, considerando a maior extensão de modificação. No pH 7, houve uma melhora da atividade emulsificante de 5,58 e 7,54%, respectivamente, para os isolados succinilados a 62,66 e 72,25%. Já a estabilidade de emulsão, neste mesmo pH foi melhorada em 10,22% na maior

extensão de modificação. Nenhuma melhora significativa da atividade e estabilidade de emulsão foi encontrada no pH 9.

Tabela 6 - Atividade emulsificante do isolado protéico nativo da munguba e dos modificadospor acetilação e succinilação.

Isolado Protéico	Atividade Emulsificante (%)			
	pH 3	pH 5	pH 7	pH 9
Nativo	46,88 ± 1,33 ^{b}	6,23 ±0,31 ^{c}	53,57 ± 1,00 ^{b}	62,70 ± 1,37 ^{a}
Acetilado 31,09%	46,61 ± 1,82 ^{bc}	6,37 ± 0,32 ^{bc}	57,55 ± 1,20 ^{a}	63,12 ± 0,86 ^{a}
Acetilado 72,75%	44,12 ± 0,78 ^{bcd}	7,45 ± 0,39 ^{abc}	57,62 ± 0,83 ^{a}	63,07 ± 0,59 ^{a}
Acetilado 81,77%	43,78 ± 0,86 ^{cd}	7,55 ± 0,35 ^{ab}	58,04 ± 0,90 ^{a}	62,88 ± 0,89 ^{a}
Succinilado 62,66%	42,55 ± 0,77 ^{d}	8,40 ± 0,37 ^{a}	56,56 ± 1,47 ^{a}	61,76 ± 0,79 ^{a}
Succinilado 72,25%	50,85 ± 0,77 ^{a}	8,42 ± 0,40 ^{a}	57,61 ± 0,69 ^{a}	62,71 ± 0,95 ^{a}

Resultados das análises com média de três repetições (± desvio padrão). Médias seguidas pela mesmaletra (na coluna) não diferem pelo teste de Tukey a 5%.

Tabela 7 - Estabilidade da emulsão do isolado protéico nativo da munguba e dos modificadospor acetilação e succinilação.

Isolado Protéico	Estabilidade da Emulsão (%)			
	pH 3	pH 5	pH 7	pH 9
Nativo	42,03 ± 1,19 ^{b}	5,64 ± 0,30 ^{d}	51,65 ± 1,18 ^{bc}	60,30 ± 1,25 ^{ab}
Acetilado 31,09%	41,50 ± 0,75 ^{b}	6,08 ± 0,29 ^{cd}	51,97 ± 0,87 ^{bc}	62,38 ± 1,08 ^{a}
Acetilado 72,75%	42,28 ± 1,08 ^{b}	6,87 ± 0,32 ^{bc}	54,46 ± 1,15 ^{ab}	58,79 ± 1,25 ^{b}
Acetilado 81,77%	42,66 ± 1,08 ^{b}	7,20 ± 0,27 ^{ab}	55,67 ± 1,15 ^{a}	62,11 ± 0,80 ^{a}
Succinilado 46,40%	40,75 ± 0,77 ^{b}	7,54 ± 0,23 ^{ab}	51,60 ± 0,74 ^{c}	58,47 ± 1,83 ^{b}
Succinilado 62,66%	41,91 ± 0,79 ^{b}	8,04 ± 0,40 ^{a}	54,45 ± 1,08 ^{ab}	60,82 ± 0,72 ^{ab}
Succinilado 72,25%	49,06 ± 0,66 ^{a}	8,11 ± 0,37 ^{a}	56,93 ± 0,87 ^{a}	61,81 ± 0,88 ^{a}

Resultados das análises com média de três repetições (± desvio padrão). Médias seguidas pela mesmaletra (na coluna) não diferem pelo teste de Tukey a 5%.

A atividade e estabilidade da emulsão encontrada seguiu um comportamento semelhante com a capacidade emulsificante, sofrendo

influência da solubilidade, hidrofobicidade de superfície e flexibilidade molecular, como pode ser verificado nas tabelas 6 e 7. As proteínas que geralmente apresentam uma hidrofobicidade maior possuem melhores propriedades emulsificantes (SIKORSKI, 2001).

A atividade e estabilidade emulsificante encontrada para o isolado da munguba mostrou dependência da solubilidade de proteína. Cavalcanti (2007), analisando a propriedades emulsificantes do isolado protéico da amêndoa da variedade de faveleira com e sem espinhos mostraram-se dependentes do pH, com valores baixos em pH 4 (pI) e mais elevados em pH ácido e básico ao pI. Ramos e Bora (2003) estudando a castanha do Pará relacionaram a influência do pH sobre a atividade e estabilidade de emulsão. Os menores valores encontrados foram em pH 5 e os máximos obtidos em pH 3 para as atividade e estabilidade emulsificante.

Lawal (2005), analisando as proteínas do feijão encontrou que a máxima atividade e estabilidade de emulsão foram obtidas em pH 10 e diminuíram com a redução do pH até alcançarem a mínima em pH 4, seguindo um aumento observado em pH 2.

Bora e Ribeiro (2004) em estudo de três isolados de macadâmia observaram que atividade e estabilidade de emulsão foi mínima em pH 5 e que aumentou para os lados ácidos e básicos. Queiroga Neto (2005), estudando a fava de morcego encontrou os menores valores em pH 4 (pI) e aumentos nos lados ácidos e básicos deste pI para atividade e estabilidade de emulsão. Resultados semelhantes foram também informados por Chau e Cheung (1998), Nakai (1983), McWatters e Holmes (1979).

A acilação facilita a exposição de resíduos hidrofílicos e lipofilícos, além de aumentar o potencial elétrico da camada ionizada do filme interfacial ao redor das gotículas de óleo, melhorando, assim, a atividade e estabilidade da emulsão (LAWAL, ADEBOWALE, 2006).

Ramos e Bora (2004; 2005) em estudo da castanha-do-pará *(Bertholletia excelsa*HBK) acetilada e succinilada, respectivamente, não encontraram melhora significante daatividade e estabilidade emulsificante depois da acilação.

Wanasundura e Shahidi (1997), estudando as proteínas do linho encontraram uma melhoria da atividade de emulsão com o aumento do nível de succinilação e uma diminuição da mesma com o aumento do grau de acetilação. Bora (2002), em análise das globulinas de lentilha achou um aumento da atividade e estabilidade de emulsão após a succinilação em todos os graus de modificação. Paulson e Tung (1988), investigaram a proteína da canola e

obtiveram um aumento da atividade e estabilidade emulsificante depois succinilação.

Gruener e Ismond (1997), em estudo da globulina da canola verificaram um aumento significativo da atividade de emulsão depois da acetilação e succinilação. A estabilidade de emulsão, inicialmente, também aumentou significativamente, mas depois diminuiu com os níveis mais altos de modificação.

Silva, Bora e Neto (1997), após estudo do isolado protéico de sementes de algaroba (*prosopis juliflora* (sw) d.c.) modificado por acetilação, observaram que a atividade emulsificante e estabilidade de emulsão revelaram pequenos incrementos em qualquer um dos graus de modificação, em comparação ao isolado não modificado.

Lawal, Adebowale e Adebowale (2007), em análise dos efeitos da acetilação e succinilação sobre as propriedades funcionais das sementes de Bambarra groundnut (*Voandzeia subterranean*) mostraram que acilação melhorou a atividade e estabilidade de emulsão da proteína nativa em todas as concentrações.

4.5 Viscosidade

A viscosidade relativa do isolado protéico nativo da munguba e dos modificados por acetilação e succinilação na temperatura ambiente (29^0C) e após aquecimento a 90^0 C por 15 minutos, estão apresentados, respectivamente nas tabelas 8 e 9.

Os resultados referentes à viscosidade relativa do isolado protéico nativo, como mostra as tabelas 8 e 9, indica que houve um aumento da viscosidade com o aumento da concentração da solução protéica. O maior valor encontrado para a viscosidade foi 2,51 na temperatura ambiente e na maior concentração da solução de proteína (3%). Pôde-se observar ainda que após o aquecimento a 90^0 C, o isolado nativo sofreu pouca alteração em sua viscosidade.

Examinando as tabelas 8 e 9, verificou-se que, semelhantemente, ao isolado protéico nativo houve um aumento da viscosidade relativa dos isolados protéicos acetilados e succinilados com o crescimento da concentração protéica. Observou-se um aumento significativo de 11,68 e de 5,58% na viscosidade relativa da proteína acetilada na temperatura ambiente (29^0C) e na menor extensão do isolado acetilado (31,09%), na concentração de proteína de 1 e 3%,

respectivamente. A succinilação não ocasionou mudanças significativas na viscosidade relativa dos isolados protéicos de munguba. Uma pequena diminuição da viscosidade relativa das amostras foi observada após o aquecimento a 90^{0}C.

Tabela 8 - Viscosidade relativa do isolado protéico nativo da munguba e dos modificados poracetilação e succinilação na temperatura ambiente (29^{0}C).

Isolado Protéico	**Viscosidade Relativa a temperatura ambiente (29^{0}C)**		
	Concentração (%)		
	1	2	3
Acetilado 31,09%	1,53 ^{a} ± 0,01	1,77 ^{d} ± 0,01	2,65 ^{a} ± 0,03
Acetilado 72,75%	1,25 ^{c} ± 0,01	1,60 ^{ef} ± 0,03	2,22 ^{d} ± 0,01
Acetilado 81,77%	1,26 ^{c} ± 0,01	1,59 ^{f} ± 0,01	2,27 ^{d} ± 0,03
Succinilado 46,40%	1,37 ^{b} ± 0,01	1,88 ^{c} ± 0,01	2,55 ^{b} ± 0,01
Succinilado 62,66%	1,33 ^{b} ± 0,03	1,94 ^{b} ± 0,01	2,39 ^{c} ± 0,03
Succinilado 72,25%	1,27 ^{c} ± 0,03	1,61 ^{e} ± 0,01	2,15 ^{e} ± 0,02

Resultados das análises com média de três repetições (± desvio padrão). Médias seguidas pela mesmaletra (na coluna) não diferem pelo teste de Tukey a 5%.

Tabela 9 - Viscosidade relativa do isolado protéico nativo da munguba e dos modificados por acetilação e succinilação após aquecimento a 90^{0}C por 15 minutos.

Isolado Protéico	**Viscosidade Relativa após aquecimento a 90^0 C por 15 min.**		
	Concentração (%)		
	1	2	3
Nativo	1,37 ^{a} ± 0,01	2,13 ^{a} ± 0,02	2,50 ^{a} ± 0,01
Acetilado 31,09%	1,34 ^{b} ±0,01	1,61 ^{d} ± 0,04	2,32 ^{b} ± 0,02
Acetilado 72,75%	1,24 ^{d} ± 0,01	1,60 ^{d} ± 0,02	2,00 ^{e} ± 0,01
Acetilado 81,77%	1,25 ^{d} ± 0,01	1,60 ^{d} ± 0,01	1,95 ^{f} ± 0,01
Succinilado 46,40%	1,36^{ab} ± 0,01	1,72 ^{c} ± 0,01	2,14 ^{d} ± 0,02
Succinilado 62,66%	1,32 ^{c} ± 0,01	1,81 ^{b} ± 0,02	2,24 ^{c} ± 0,01
Succinilado 72,25%	1,24 ^{d} ± 0,01	1,60 ^{d} ± 0,01	1,88 ^{g} ± 0,01

Resultados das análises com média de três repetições (± desvio padrão). Médias seguidas pela mesmaletra (na coluna) não diferem pelo teste de Tukey a 5%.

De acordo com Cheftel, Cuq e Lorient (1989), a viscosidade da maior parte dos fluidos protéicos aumenta exponencialmente com a concentração protéica, estando em concordância aos relatos deste estudo. É conhecido que a modificação protéica pode afetar as características das propriedades funcionais

como resultado da extensão do desdobramento das moléculas de proteína.

No entanto, a viscosidade depende ainda de outros fatores, como do tamanho eforma das moléculas em suspensão, das conformações que as mesmas adotam no solvente, das oscilações entre as ligações formadas e do número de colisões intra e intermoleculares (BUFFO, REINECCIUS, 2002), justificando assim as poucas alterações na viscosidade relativa do isolado protéico nativo após a sua acilação.

Beuchat (1977), analisando a farinha de amendoim encontrou uma melhora da sua viscosidade após a succinilação, a qual foi proporcional ao aumento da concentração protéica e do grau de modificação. Bora e Ramos (2005), analisando a castanha-do-pará succinilada informaram em seus estudos que tanto a extensão de succinilação como também a concentração das soluções protéicas causaram um aumento na sua viscosidade relativa.

Sze-Tao e Sathe (2000), relataram que a viscosidade do isolado protéico da amêndoa (*Prunus dulcis* L.) foi dependente da concentração protéica, aumentando com a maior concentração da proteína. Franzen e Kinsella (1976b), estudando a viscosidade das folhas de alfafa encontraram pouca alteração com a succinilação, concentração protéica e aquecimento da amostra.

Verificou-se também que a temperatura afetou a viscosidade relativa das amostras de munguba nativa e modificada. O aquecimento das amostras resultou em uma pequena diminuição das viscosidades relativas. Rodrigues, Gozzo e Moretti (2003), estudando o comportamento reológico de diferentes extratos da soja também constataram uma diminuição viscosidade com o aumento da temperatura. Semelhantes observações foram citados por (KAYA, BELIBAGH, 2002; KIM, KIM, KIM, 1984, FORSTER, FERRIER, 1979).

No entanto, Ramos e Bora (2004), em estudo da castanha-do-pará *(Bertholletia excelsa* HBK) acetiladas observaram aumento na viscosidade relativa após o aquecimento das amostras.

Bora (2002), em estudo da globulina da lentilha (*Lens culinaris*) nativa e modificada por succinilação verificou que a viscosidade a temperatura ambiente e após aqueciento (90^0C) foram respectivamente 1,43 e 1,75 e que os valores da viscosidade para os modificados aumentaram em quase 100%. Dua, Mahajan e Mahajan (1996), em análise da *Brassica campestris* modificada por acetilação e succinilação encontraram um maior aumento na viscosidade do acetilado quando comparado ao succinilado. Idouraine, Yensen e Weber (1991), analisando amostras da albumina e globulina de feijão, observaram que a viscosidade aumentou após aquecimento(60^0C) para todas as amostras.

5 Conclusões

A avaliação da composição centesimal comprovou a amêndoa de munguba como uma semente oleaginosa típica, com elevado teor lipídico;

O conteúdo de proteínas na farinha desengordurada, extraídas e recuperadas conferem a amêndoa da munguba como boa fonte de proteína;

A extensão de modificação do isolado protéico da munguba com anidrido acético foi superior ao anidrido succínico;

Os perfis de solubilidade do isolado protéico nativo da munguba e dos modificado por acetilação e succinilação mostraram-se dependentes da variação pH. A acilação melhorou a solubilidade do isolado nativo tanto no seu ponto isoelétrico (pI) como na região alcalina, sendo apropriado para o uso em produtos de padaria, massas em gerale alimentos semi-sólidos;

As capacidades de absorção de água e do óleo do isolado protéico nativo da munguba foram melhoradas após a modificação por acetilação, mas não obtiveram melhorias após a succinilação, sendo indicado o uso em alimentos como sopas, massas e queijos, os quais requerem boa absorção de água e em carnes simuladas e produtos de padaria, que necessitam uma alta absorção de óleo;

As propriedades emulsificantes do isolado protéico nativo da munguba e dos modificados por acetilação e succinilação seguiram o perfil de solubilidade protéica, variando em função do pH. A capacidade de emulsificação do isolado protéico nativo foi melhorada após a modificação, consideravelmente, na região alcalina;

A atividade e estabilidade de emulsão do isolado protéico nativo da munguba foi melhorada após a modificação, substancialmente, no seu ponto isoelétrico (pI) e no pH 7, favorecendo a utilização em alimentos com alto desempenho de emulsificação do óleo como salsichas, mortadela, lingüiça, maionese, chantilly, sobremesas congeladas;

A viscosidade relativa do isolado protéico nativo da munguba e dos modificados por acetilação e succinilação aumentou com o aumento da concentração da solução protéica. Porém a viscosidade do isolado protéico nativo obteve pouca alteração após a sua modificação e a viscosidade relativa dos isolados acilados diminuiu após o aquecimento a 90^0C;

A modificação do isolado protéico nativo da munguba através da

acetilação e succinilação alterou as suas propriedades funcionais. Na totalidade, a funcionalidade do isolado nativo foi melhorada após a acilação, sugerindo, pois a sua utilização e aproveitamento como uma nova fonte de ingrediente protéico na indústria de alimentos.

6 Referências

ADEBOWALE, Y. A.; ADEYEMI, I. A.; OSHODI, A. A.; NIRANJAN, K. Isolation, fractionation and characterisation of proteins from Mucuna bean. **Food Chemistry**, v. 104, n.1, p. 287-299, 2007.

ADEBOWALE, K. O.; LAWAL, O. S. Comparative study of the functional properties of bambarra groundnut (Voandzeia subterranean), jack bean (Canavalia ensiformis) and mucuna bean (Mucuna pruriens) flours. **Food Research International**, v. 37, n.4, p. 355-365, 2004.

AGBOOLA, S.; NG, D.; MILLS, D. Characterization and functional properties of Australian rice protein isolates. **Journal Cereal Science,** v. 41, n. 3, p. 283-290, 2005.

ALETOR, O.; OSHODI, A. A.; IPINMOROTI, K. Chemical composition of common leafy vegetables and functional properties of their leaf protein concentrates. **Food Chemistry**, v.78, n. 1, p. 63-68. 2002.

AL-KAHTANI, H. A.; ABOU-ARAB, A. A. Comparison of physical, chemical and functional properties of Moringa peregrine (Al-Yassar or Al-Ban) and soybean proteins.**Cereal Chemistry**, v. 70, n. 6, p. 619-625, 1993.

ALUKO, R.; YADA, R. Y. Structure–function relationships of cowpea (Vigna unguiculata) globulin isolate: influence of pH and NaCl on physicochemical and functional properties. **Food Chemistry**, v. 53, n. 3, p. 259-265, 1995.

ANTON, M.; GANDEMER, G. Composition, solubility and emulsifying properties of granules and plasma of egg yolk. **Journal of Food Science**, v. 62, 1997.

BARBER, K. J.; WARTHESON, J. J. Some functional properties of acylated wheat gluten. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 30, n. 5, p. 930-934, 1982.

BECKWITH, A. C.; PAULIS, J. W.; WALL, J. S. Direct estimuation of lysine in corn meals by the ninhydrin color reaction. **Journal of Agricultural and Food Chemestry**, v. 23, n. 2, p. 194-196, 1975.

BEUCHAT, L. R. Functional and electrophoretic characteristics of succinylated peanut flour protein. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 25, n. 2, p. 258-261, 1977.

BORA, P. S. Functional properties of native and succinylated lentil (Lens culinaris) globulins. **Food Chemistry**, v. 77, n. 2, p. 171-176, 2002.

BORA, P. S.; RIBEIRO, D. Note: Influence of pH on the Extraction Yield and Functional Properties of Macadamia (Macadamia Integrofolia) Protein Isolates. **Food Science and Technology International**, v. 10, n. 4, p. 263-267, 2004.

BORDERÍAS, A. J.; MONTEIRO, P. Fundamentos de la funcionalidad de las proteinas en alimentos. **Revista de Agroquímica y tecnologia de alimentos**, Valencia, v. 28, p. 159-169, 1998.

BUFFO, R. A.; REINECCIUS, G. A. Modeling the rheology of concentrated beverageemulsions. **Journal of Food Engineering**, v. 51, n. 4, p. 267-272, 2002.

CAPOBIANGO, M.; VIEIRA, C. R.; SILVA, A. L. S.; COELHO, J. V.; SEGALL, S. D.; SILVESTRE, M. P. C. Extração química e enzimática das proteínas do fubá de milho. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 26, n. 4, p. 40-46, 2006.

CARVALHO, A. V.; GARCÍA, N. H. P.; AMAYA-FARFÁN, J. Physico-Chemical Properties of the Flour, Protein Concentrate, and Protein Isolate of the Cupuassu (*Theobromagrandiflorum* Schum) seed. **Journal of Food Science**, v. 71, n. 8, p. 573-578, 2006.

CAVALCANTI, M. T. **Caracterização lipídica e protéica das amêndoas das variedades da faveleira (C*nidoscolus phyllacanthus* (mart.) pax et k. hoffm.) com e sem espinhos.** Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Alimentos). Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa, 2007.

CHAVAN, U. D.; McKENZIE, D. B.; SHAHIDI, F. Protein classification of beach pea (*Lathyrus maritimus* L.). **Food Chemistry**, v. 75, n. 2, p. 145-153, 2001.

CHAU, C. F.; CHEUNG, P. C. K. Functional properties of flours prepared from three Chinese indigenous legume seeds. **Food Chemistry**, v. 61, n. 4, p. 429-433, 1998.

CHEFTEL, J. C.; CUQ, J. L.; LORIENT, D. **Proteínas alimentares: bioquímica, propriedades funcionais, valor nutritivo e modificações químicas**. Zaragoza: Acribia, 1989. 339 p.

CHOI, S.-M.; MA, C.-H. Extraction, purification and characterization of globulin from common buckwheat (*Fagopyrum esculentum Moench*) seeds. **Food Research International**, v. 39, n. 9, p. 974-981, 2006.

CHOU, G. H.; MORR, C. V. Protein-water interactions and functional properties. **Journal of the American Oil Chemists' Society**, v. 56, n. 1, p. 53-70, 1979.

CHOI, Y. R.; LUSAS, E. W.; RHEE, K. W. Succinylation of cotton seed flour. Effect on functional properties of protein isolates prepared by modificaded flour. **Journal of Food Science**, v. 46, p. 954-955, 1981.

COUPLAND, J.N.; CLEMENTS, J.P. Physical properties of whey protein stabilized emulsions as related to pH and NaCl. **Journal of Food Science**, v. 62, n. 2, p. 342-347, 1997.

COULTATE, T. P. **Alimentos:** A química de seus componentes. 3 ed. Porto Alegre:Artemed, 2004.

DAMODARAN, S. **Food proteins: an overview**. In: DAMODARAN, S.; PARAF, A. (Ed.). Food proteins and their applications. New York: Maecel Decker, 1997. Cap. 1, p. 1-24.

DENCH, J. E.; RIVAS, R.N.; CAYGILL, J.C. Selected functional properties of sesame (*Sesamum indicum* L.) flour and two protein isolates. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, London, v. 32, n. 6, p. 557-564, 1981.

DEMETRIADES, K.; COUPLAND, J. N.; MAcCLEMENTS, D. J. Influence of pH and heating on physicochemical properties of whey protein-stabilized emulsions containing a nonionic surfactant. **Journal of Agricultural and Food Chemestry**, v. 46, n. 10, p. 3936- 3942, 1998.

DICKSON, E.; STAINSBY, G. Progress in formulation of food emulsions and foams. **Food Technology**, Chicago, v. 41, n. 9, p. 74-81, 1987.

DUA, S. MAHAJAN, A.; MAHAJAN, A. Improvement of functional properties of rapeseed (*Brassica campestris* Var. Toria) preparation by chemical modification. **Journal of Agricultural and Food Chemestry**, v. 44, p. 706-710, 1996.

DU BOCAGE, A. L.; SALES, M. F. A família *Bombacaceae* Kunth no estado dePernambuco, Brasil**. Acta bot. bras**. v. 16. p. 123-139, 2002.

EL-ADAWY, T. A. Functional properties and nutritional quality of acetylated and succinylated mung bean protein isolate. **Food Chemistry**, v. 70, n. 1, p. 83-91, 2000.

EL-ADAWY, T. A.; RAHMA, E. H.; EL-BEDAWEY, A. A.; GAFAR, A. F.

Nutritional potential and functional properties of sweet and bitter lupin seed protein isolates. **FoodChemistry**, v. 74, n. 4, p. 455-462, 2001.

FERNÁNDEZ-QUINTELA, A.; MACARULLA, M. T.; DEL BARRIO, A. S.; MARTÍNEZ, J. A. Composition and functional properties of protein isolates obtained from commercial legumes grown in northern Spain. **Plant Foods for Human Nutrition**, v. 51, p. 331-342, 1997.

FORSTER, L. L.; FERRIER, L. K. Viscometric characteristics of whole soybean milk. **Journal of Food Science**, v. 44, n. 2, p. 583-590, 1979.

FRANZEN, K. L.; KINSELLA, J. E. Functional properties of succinylated and acetylated soyprotein. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 24, n. 4, p. 788-795, 1976a.

FRANZEN, K. L.; KINSELLA, J. E. Functional properties of succinylated and acetylated leafprotein. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 24, n.5, p. 914-919, 1976b.

FREIRE, R. M. M.; SANTOS, R.C.; BELTRÃO, N. E. M. Qualidade nutricional e industrial de algumas oleaginosas herbáceas cultivadas no Brasil. **Óleos & Grãos**, v. 5, p. 49-53, 1996.

GANDHI, A. P.; KHARE, S. K.; JHA, K. Preparation and characterization of protein isolatesfrom soymeal. **Journal of Food Science and Technology**, v. 37, p. 624–626, 2000.

GLÓRIA, M. M.; REGITANO-d'ARCE, M. A. B. Concentrado e isolado proteico de torta de castanha-do Pará: obtenção e caracterização química e funcional. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 20, n. 2, p. 1-13, 2000.

GORNALL, A. G.; BORDAWILL, C. S.; DAVID, M. M. The determination of protein by the biuret reaction. **Journal Biology Chemistry**, v. 177, p. 751-780, 1949.

GRONINGER, H. S. Preparation and Properties of Succinylated Fish Myofibrillar Protein**. Journal of Agricultural and Food Chemestry**, v. 21, n. 6, p. 978-981, 1973.

GRUENER, L. E; ISMOND, M. A. H. Effects of acetylation and succinylation on the functional properties of the canola 12s globulin. **Food Chemistry**, v. 60, n. 3, p. 357-363, 1997.

HALLING, P. J. Protein stabilized foams and emulsions. **Critical Review Food**

Science Nutrition, v. 15, p. 155-203, 1981.

HALL, G. M. **Methods of testing protein functionality**. London: Chapman & Hall, 1996. 265p.

HAQUE, Z.; MATOBA, T.; KITO, M. Incorporation of Fatty Acid into Food Protein Soybean Glycinin. **Journal of Agricultural and Food Chemestry**, v. 30, n.3, p. 481-488, 1982.

HERMANSSON, F. Methods of studying functional characteristics of vegetable proteins. **Journal of the American Oil Chemists Society,** v. 56, n. 3, p. 273-279, 1979.

HERMANSSON, A. M. **Determination of functional properties of protein foods**. In J. W. G. Porter, & B. A. Roils, Problems in human nutrition. London: Academic Press. p. 407-481, 1973.

HORAX, R.; HETTIARACHCHY, N. S; CHEN, P., JALAUDDIN, M. Functional Properties of Protein Isolate from Cowpea (*Vigna unguiculata* L. Walp.). **Journal of Food Science**, v. 69, p. 119-121, 2004.

HUFFMAN, V. L.; LEE, C. K.; BURNS, E. E. Selected functional properties of sunflowermeal (helianthus annuus). **Journal of Food Science**, v. 40, n. 1, p. 70-74, 1975.

HUNG, S.C.; ZAYAS, J. F. Emulsifying capacity and emulsion stability of milk proteins and corn germ protein flour. **Journal of food Science**, v. 56, n. 5, p. 1216-1219, 1991.

IDOURAINE, A.; YENSEN, S. B.; WEBER, C.W. Terapy bean flour, albumin and globulin fractions functional properties compared with soy protein isolate. **Journal of Food Science**,v. 56, n. 5, p. 1316-1318, 1991.

JOHNSON, E. A.; BREKKE, J. Functional properties of acylated pea protein isolates. **Journal of Food Science**, v. 48, p. 722-725, 1983.

KABIRULLAH, M.; WILLS, R. B. H. Functional properties of acetylated and succinylated sunflower protein isolate. **Journal of Food Technology**, v.17, p. 235-249, 1982.

KACHHOLZ, T.; SCHINGMANN, M. **Biosurfactants and Biotechnology**. Marcel Dekker:New York, 1987.

KATO, A.; TAKAHASHI. A.; MATSUDOMI, N.; KOBAYASHI, K. Determination of emulsifying properties of some proteins by conductivity

measurements. **Journal of FoodScience**, v. 50, n. 1, p. 50-62, 1985.
KAUR, M; SINGH, N. Characterization of protein isolates from different Indian chickpea (*Cicer arietinum* L.) cultivars. **Food Chemistry**, v. 102, n. 1, p. 366-374, 2007.

KAYA, A.; BELIBAGH, K. B. Rheology of solid gaziantep pekmez. **Journal of FoodEngineering**, v. 54, n. 3, p. 221-226, 2002.

KHALIL, M.; RAGAB, M. ABD EL-AAL, M. H. Foaming properties of oilseed proteins. **DieNahrung**, v. 29, n. 2, p. 201-207, 1985.

KIM, W. J.; KIM, N. M.; KIM, D. H. Some factors affecting the viscometric characteristics ofsoy milk. **Korean Journal of Food Science and Technology**, v. 16, n. 4, p. 423-428, 1984.

KINSELLA, J. E. Functional properties of proteins in food: a survey. **CRC Critical ReviewFood Science Nutrition,** v. 7, n. 3, p. 219-280, 1976.

KINSELLA, J. E. Functional properties of soy proteins. **Journal of American Oil chemistrySociety**, Champaign, v. 56, n. 3, p. 242-258, 1979.

KINSELLA, J. E.; DAMODARAN, S.; GERMAN, A. B. Physicochemical and functional properties of oilseed proteins with emphasis on soy proteins. In: ALTSCHUL, A.M.; WILCKE, H.L. (Ed) **New Protein Foods**, 2. ed. Orlando: Academic Press, v. 5, cap. V, p. 107-79, 1985.

KOYORO, H.; POWERS, J. R. Functional properties of peas globulin fractions. **Cereal Chemistry**, v. 64, n. 2, p. 97-101, 1987.

KRAUSE, J. P. Comparison of the effect of acylation and phosphorylation on surface pressure, surface potential and foaming properties of protein isolates from rapeseed (*Brassica napus*). **Industrial Crops and Products**, v. 15, n. 3, p. 221–228, 2002.

KRAUSE, J. P.; SCHWENKE, K. D. Relationship between adsorption and emulsifying properties of acetylated protein isolates from faba beans (*Vicia faba* L.). **Nahrung**, v. 40, p. 12–17, 1996.

LAGO, R. C. A.; PEREIRA, D. A.; SIQUEIRA, F. A. R.; SZPIZ, R. R.; OLIVEIRA, J. P. Estudo preliminar das sementes e do óleo de cinco espécies da Amazônia. **Acta Amazônica**, v. 16/17, p. 369-376, 1987.

LAWAL, O. S. Functionality of native and succinylated Lablab bean (*Lablab purpureus*) protein concentrate. **Food Hydrocolloids**, v. 19, n. 1, p. 63–72, 2005.

LAWAL, O. S.; ADEBOWALE, K. O.; OGUNSANWO. B. M.; SOSANWO, O.A.; BANKOLE, S. A. On the functional properties of globulin and albumin protein fractions and flours of African locust bean (*Parkia biglobossa*). **Food Chemistry**, v. 92, n. 4, p. 681-691, 2005.

LAWAL, O. S.; K. O. ADEBOWALE; ADEBOWALE, Y. A. Functional properties of native and chemically modified protein concentrates from bambarra groundnut. **Food Research International**, v. 40, n. 8, p. 1003-1011, 2007.

LAWAL, O. S.; ADEBOWALE, K. O. The acylated protein derivatives of *Canavalia ensiformis* (jack bean): A study of functional characteristics. **LWT**, v. 39, n. 8, p. 918-929, 2006.

LI-CHAN, E.; NAKAI, S. Biochemical basis for the properties of egg white. **Critical Review Poultry Biology**, v. 2, n. 1, p. 21-57, 1989.

LIN, C. S.; ZAYAS, J. F. Functionality of defatted corn germ protein in a model system: fat binding capacity and water retention. **Journal of Food Science**, v. 52, n. 5, p. 1308-1311, 1987.

LIN, M. J. Y.; HUMBERT, E. S.; SOSULSKI, F. W. Certain functional properties ofsunflower meal products. **Journal of Food Science**, v. 39, p. 368-370, 1974.

LIU, K. **Soybeans: chemistry, technology and utilization**. Maryland. Aspen Publishers,1999.

LIU, L. H.; HUNG, T. V. Functional properties of acetylated chickpea proteins. **Journal ofFood Science**, v. 63, p. 331-337, 1998.

LOPES, A. S.; GARCÍA, N. H. P.; VASCONCELOS, M. A. M. Avaliacão das condições de torracão após a fermentação de amêndoas de cupuaçu (*Theobroma grandiflorum* Schum) e cacau (*Theobroma cacao* L.). **Brazilian Journal Food Technololgy**, v. 6, p. 309–316, 2003.

MA, C. Y.; WOOD, D. F. Functional properties of oat proteins modified by acylation, trypsin hydrolysis or linoleate treatment. **Journal of the American Oil Chemists' Society**, v. 64, p. 1726-1731, 1987.

MAHMOUD, M. I. Physicochemical and functional properties of protein hidrolysates in nutritional products. **Food Technology**, v. 48, p. 89-95, 1994.

MAHAJAN, A.; DUA, S. Salts and pH induced changes in functional properties of amaranth (*Amaranthus tricolor* L.) seed meal. **Cereal Chemestry**, v. 79, p. 834-837, 2002.

MAHAJAN, A.; DUA, S. Functional properties of rapessed protein isolates. **Journal of Food Science and Technology**, v. 32, n. 2, p. 162-165, 1995.

MATTIL, K. F. The functional requirements of proteins for foods. **Journal of the American Oil Chemists Society**, v. 48, n. 9, p. 477-480, 1971.

McWATTERS, K. H.; HOLMES, M. R. Influence of moist heat on solubility and emulsification properties of soy and peanut flours. **Journal of Food Science**, v. 44, n. 3, p. 774-776, 1979.

MELLO, P. Oleaginosa reina absoluta. **A Granja**. Porto Alegre, v. 639, p. 28-32, 2002.

MONTEIRO, P. V.; PRAKASH, V. Functional Properties of homogeneous protein fractions from peanut (*Arachis hipogaea* L.). **Journal of Agricultural and Food Chemestry**. v. 42, n. 2, p. 274-278, 1994.

MONTEIRO, P. V.; PRAKASH, V. Alteration of functional properties of peanut (*Arachis hipogaea* L) protein fractions by chemical and enzymatic modifications. **Journal of Food Science**, v. 33, n. 1, p. 16-19, 1996.

NAKAI, S. Structure-function relationships of food proteins with an emphasis on the importance of protein hydrophobicity. **Journal of Agricultural and Food Chemestry**, v. 31, n. 4, p. 676-683, 1983.

NARAYANA, K.; NARASINGA RAO, M. S. Effect of acetylation and succinylation on the functional properties of winged bean (*Psophocarpus tetragonolobus*) flour. **Journal of Food Science**, v. 49, p. 547-550, 1984.

NATH, J. P.; RAO, M. S. N. Functional Properties of Guar Proteins. **Journal of Food Science**, Chicago, v. 46, n. 4, p. 1255-1259, 1981.

NITECKA, E.; RAAB, B.; SCHWENKE, K. D. Chemical modification of proteins. Part 12. Effect of succinylation on some physicochemical and functional properties of the albumin fraction from rapeseed (*B. napus* L.). **Nahrung,** v. *30*, p. 975-985, 1986.

ONWELUZE, J. C., OBANU, Z.A.; ONUOHA, K. C. Functional properties of some lesser-Known tropical legumes. **Journal of Food Science and Technology**, v. 13, p. 302-306, 1994.

OLIVEIRA, J. T. A.; VASCONCELOS, I. M.; BEZERRA, L. C. N. M.; SILVEIRA, S. B.; MONTEIRO, A. C. O.; MOREIRA, R. A. Composition and

nutritional properties of seeds from *Pachira aquatica* Aubl, *Sterculia striata* StHil et Naud and *Terminalia catappa* Linn. **Food Chemistry**, v. 70, n. 2, p. 185-191, 2000.

ORDÓÑEZ, J. A.; RODRIGUES, M. I. C.; ALVAREZ, L. F.; SANZ, M. L. G.; MIGUILLON, G. D. G. F; PERALES, L. H; CORTECERO, M. D S. **Tecnologia de alimentos - Componentes dos Alimentos e Processos**. v. 1. Porto Alegre: Artmed, 2005.

OSBORNE, T. B. **The vegetable proteins.** 2 ed. London: Longsman-Green, 125p. 1924.

PAULSON, A. T.; TUNG, M. A. Emulsification properties of succinylated canola protein isolates. **Journal of Food Science**, v. 53, n. 3, p. 818-820, 1998.

PEIXOTO, A. L; ESCUDEIRO, A. *Pachira aquatica* (*Bombacaceae*) na obra "História dos Animais e Árvores do Maranhão" de Frei Cristóvão de Lisboa**. Rodriguésia**, v. 53, p**.** 123-130, 2002.

PHILLIPS, L. G.; WHITEHEAD, D. M.; KINSELLA, J. E. Protein Stability. In: PHILLIPS, L. G.; WHITEHEAD, D. M.; KINSELLA, J. E. **Structure, Function and Properties of Food Proteins**. New York: Academic Press, cap. 2, p. 25-61, 1994.

PIERAERTS, J.; IPATIEFF, N.; SIMAR, E. *Pachira aquatica* Aubl. **R. Mat. Crasses**, v. 20,p. 8056-8058, 1982.

PONNAMPALAM, R.; GOULET, G.; AMIOT, J.; CHAMBERLAND, B.; BRISSON, G. J. Some functional properties of acetylated and succinylated oat protein concentrates and a blend of succinylated oat protein and whey protein concentrates. **Food Chemistry**, v. 29, n. 2,p. 109-118, 1988.

POTTER, N. N; HOTCHKISS, J. H. **Ciencia de los alimentos**. 5 ed. Zaragoza: Acribia, 1995.

QUEIROGA NETO, V.; NARAIN, N.; SILVA, J. B.; BORA, P. S. Functional properties of raw and heat processed cashew nut (*Anacardium occidentale*, L.) kernel protein isolates. **Die Nahrung**, v. 45, n. 4, p. 258-262, 2001.

QUEIROGA NETO, V. **Caracterização físico-química e nutricional do óleo e proteínas de amêndoas de fava de morcego (*Dipteryx lacunifera*, L.)**. Tese (Doutorado em Ciência e Tecnologia de Alimentos). Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa, 2005.

QI, M.; HETTIARACHCHY, N. S.; KALAPATHY, U. Solubility and

Emulsifying Properties of Soy Protein Isolates Modified by Pancreatin. **Journal of Food Science**, v. 62, n. 6, 1997.

QUINN, J. R.; PATON, D. Method for water hydration capacity of plant protein materials. **Food World/Page,** v. 26, n. 6, p. 291-293, 1981.

RAMOS, C. M. P. **Caracterização funcional das globulinas da castanha do Pará (*Bertholletia excelsa* H. B. K.) não modificado e modificado por acetilação e succinação**. Dissertação (Mestrado em Ciências e Tecnologia de Alimentos). Universidade Federal da Paraíba. João Pessoa, 2002.

RAMOS, C. M. P.; BORA, P. S. B. Extraction and characteristics of Brazil nut (*Bertholletia excelsa* HBK) globulin. **Food Science Technology International**, v. 9, n. 4, p. 265-269, 2003.

RAMOS, C. M. P.; BORA, P. S. Functional characterization of acetylated brazil nut *(Bertholletia excelsa* HBK) kernel globulin. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 24, n. 1, p. 134-138, 2004.

RAMOS, C. M. P.; BORA, P. S. Functionality of Succinylated Brazil Nut (*Bertholletia excelsa* HBK) Kernel Globulin. **Plant Foods for Human Nutrition**, v. 60, p. 1-6, 2005.

REIS, C.; NETTO, F. M. Influência do método de extração no rendimento, perfil proteico e solubilidade de concentrados proteicos de amaranto**. Boletim do CEPPA**, v. 24, n. 2, 2006.

RHA, C.; PRADIPASENA, P. Viscosity of protetins. In: **Functional properties of food macromoleules**. Mitchel & Ledword (Eds.), Elsevier Applied Sciences Publishers, NewYork, p. 79-120, 1986.

RIBEIRO, E. P.; SERAVALLI, E. A. G. **Química de Alimentos**. 2 ed. São Paulo: Edgard Blucher, 2007.

RIBEIRO, D. **Caracterização dos lipídios e de proteínas das amêndoas de macadâmia (*Macadâmia integrifólia* Maiden e Betche).** Dissertação (Mestrado em Ciências e Tecnologia de Alimentos). Universidade Federal da Paraíba. João Pessoa, 2003.

ROBBERS, J. E.; SPEEDIE, M. K; TYLER, V. E. **Farmacognosia e Farmacobiotecnologia.** São Paulo: Premier, 1997.

RODRIGUES, R. S.; GOZZO, A. M.; MORETTI, R. H. Comportamento reológico de extratos de grãos, farinha integral e isolado proteico de soja**. Boletim do**

Ceppa, v. 221, n. 2, p. 367-378, 2003.
RUÍZ-HENESTROSA, V. P.; SÁNCHEZ, C. C.; ESCOBAR, M. D. Y.; JIMÉNEZ, J. J. P.; RODRÍGUEZ, F. M.; PATINO, J. M. R. Interfacial and foaming characteristics of soy globulins as a function of pH and ionic strength. **Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects**, v. 309, p. 202-215, 2007.

RUSTOM, I. Y. S.; LÓPEZ-LEINA, M. M.; NAIR, B. M. UHT sterilized peanut beverages: kinetics of physicochemical changes during storage and shelf-life prediction modeling. **Journal of Food Science**, v. 61, n. 1, p. 198-203, 1996.

SÁNCHEZ-VIOQUE, R.; CLEMENTE, A.; VIOQUE, J.; BAUTISTA, J.; MILLÁN, F. Protein isolates from chickpea (*Cicer arientinum* L.): chemical composition functional properties and protein characterization. **Food Chemistry,** v**.** 64, n. 2, p. 237-243, 1999.

SAMPAIO, M. F. A. **Análise comparativa do consumo de alimentos: América Latina e União Européia**. Dissertação (Mestrado em EngenhariaAgrícola). Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2001.

SÃO PAULO. INSTITUTO ADOLFO LUTZ. **Normas Analíticas do Instituto Adolfo Lutz**. Métodos químicos e físicos para análise de alimentos. 3 ed. São Paulo: ITAL, 1995.

SCHWENKE, K. D.; KNOPFE, C.; MIKHEEVA, L. M.; GRINBERG, V. Y. Structural changes of legumin from faba beans (*Vicia faba* L.) by succinylation. **Journal of Agricultural and Food Chemestry**, v. 46, p. 2080-2086, 1998.

SCHWENKE, K. D. Studies on native and chemically modified storage proteins from rapeseed (*B. napus* L.) and related plant proteins. **Nahrung**, v. 34, p. 225-240, 1990.

SHEEN, S. J. Effect of succinylation on molecular and functional properties of soluble tobacco leaf proteins. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 39, n. 6, p. 1070-1074, 1991.

SGARBIERI, V. C. **Proteínas em alimentos protéicos: propriedades, degradações, modificações.** São Paulo: Varela, 1996. 520 p.

SIKORSKI, Z. E. Chemical and functional properties of food proteins. Lancaster-Basel: Technomic Publishing Co. Inc**. 2001.**

SILVA J. B.; BORA P. S.; NETO, V. Caracterização de propriedades funcionais do isolado proteico de semente de algaroba (*Prosopis juliflora*) modificado por acetilação. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 17, n. 3, p. 263-269, 1997.

SILVA, D. B.; LEMOS, B. S. **Plantas da área verde da Super Quadra Norte 416, Brasília, DF**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, p. 113, 2002.

SILVA, S.; TASSARA, H. **Frutas no Brasil**. Empresa das Artes, 1996.

SOSULSKI, F. W. Concentrated seed proteins. In: **Food colloids**. Westport: Avi, Cap. 3, p. 152-206, 1977.

SOSULSKI, F. W.; MAcCURDY, A. R. Functionality of flours, protein fractions and isolates from field peas and faba bean. **Journal of Food Science**, v. 52, n. 4. p. 1010-1014, 1987.

SULIMAN, M. A.; EL TINAY, A. H.; ELKHALIFA, A. E. O.; BABIKER, E. E.; ELKHALIL, E. A. I. Solubility as Influenced by pH and NaCl Concentaration and Functional Properties of Lentil Proteins Isolate. **Pakistan Journal of Nutrition**, v. 5, n. 6, p. 589-593, 2006.

SZE-TAO, K. W. C.; SATHE, S. K. Functional properties and in vitro digestibility of almond (*Prunus dulcis L.*) protein isolate. **Food Chemistry**, v. 69, n. 2, p .153-160, 2000.

TANG, C. H. Functional properties and in vitro digestibility of buckwheat protein products: Influence of processing. **Journal of Food Engineering**, v. 82, n. 4, p. 568–576, 2007.

TOMOSKOZI, S.; LÁSZTITY, R.; HARASZI, R.; BATICZ, O. Isolation and study of the functional properties of pea proteins. **Nahrung**, v. 45, p. 399-401, 2001

TOWNSEND, A. A.; NAKAI, S. Relationships Between Hydrophobicity and Foaming Characteristics of Food Proteins. **Journal of Food Science,** v. 48, n. 2, p. 588-594, 1983.

TSALIKI, E.; KECHAGIA, U.; DOXASTAKIS, G. Evaluation on the foaming properties of cottonseed protein isolates. **Food Hydrocolloids**, v. 16, n. 6, p. 645-652, 2002.

VALLILO, M. I.; TAVARES, M. AUED-PIMENTEL, S.; GARBELOTTI, M. L. Caracterização química parcial das sementes de *Lonchocarpus muehlbergianus* Hassl. **Revista Instituto Adolfo Lutz**, v. 60, p. 17-22, 2001.

YASUMATSU, K.; TODA, J.; WADA, T.; MISAKI, M.; ISHII, K. Studies on the

functional properties of soybean products. **Agricultural and Biological Chemistry**, v. 36, p. 537-541, 1972.

YASUMATSU, K.; SAWADA, K.; MORITAKA, S. Whippings and emulsifying propertiesof soy bean products. **Agricultural and Biological Chemistry**, v. 35, n. 5, 719-727, 1972.

YU, J.; AHMENDNA, M.; GOKTEPE, I. Peanut protein concentrate: Production and functional properties as affected by processing. **Food Chemistry**, v. 103, n.1, p. 121-129, 2007.

WAGNER, J. R.; SORGENTINI, D. A.; ANÕN, M. C. Relation between solubility and surface hydrophobicity as an indicator of modifications during preparation processes of commercial and laboratory-prepared soy protein isolates. **Journal of Agricultural and Food Chemestry,** v. 48, n. 8, p. 3159-3165, 2000.

WANASUNDARA, P. K. J. P.; SHAHIDI, F. Functional Properties of Acylated Flax Protein Isolates. **Journal of Agricultural and Food Chemestry,** v. 45, n.7, p. 2431-2441, 1997.

WANG, J. C.; KINSELLA, E. Functional properties of novel proteins, alfa-alfa leaf proteins. **Journal of Food Science,** v. 41. p. 286-292, 1976.

WANG, C. R.; ZAYAS, J. F. Emulsifying capacity and emulsion stability of soy proteins compared with corn germ protein flour. **Journal of Food Science**, v. 57, n. 3, p. 726-731, 1992.

ZAYAS, J. F. **Functionality of proteins in food**. Berlin: Springer-Verlag, 1997.

Apêndices

APÊNDICES

APÊNDICE A - Índice de solubilidade do isolado protéico nativo (IPN) da munguba e do modificado por acetilação (IPA) aos valores de pH entre 2 e 10.

	Índice de Solubilidade (%)			
pH	Nativo	Acetilado 31,09%	Acetilado 72,75%	Acetilado 81,77%
2	70,39 ^{c} ± 0,24	72,91 ^{b} ± 0,90	74,98 ^{ab} ± 1,09	75,66 ^{a} ± 0,74
4	35,67 ^{a} ± 1,02	13,99 ^{c} ± 0,39	14,06 ^{c} ± 0,53	16,07 ^{b} ± 0,57
5	14,59 ^{b} ± 0,44	18,42 ^{a} ± 0,82	18,66 ^{a} ± 0,24	18,96 ^{a} ± 0,88
6	24,86 ^{c} ± 1,07	27,62 ^{b} ± 0,97	27,74 ^{b} ± 1,01	28,30 ^{b} ± 1,04
8	52,56 ^{d} ± 0,22	59,33 ^{c} ± 1,04	65,64 ^{b} ± 1,08	66,32 ^{b} ± 0,89
10	77,30 ^{d} ± 0,87	81,50 ^{c} ± 0,90	82,60 ^{bc} ± 0,99	84,61 ^{ab} ± 0,98

Resultados das análises com média de três repetições (± desvio padrão). Médias seguidas pela mesma letra (na linha) não diferem pelo teste de Tukey a 5%.

APÊNDICE B - Índice de solubilidade do isolado protéico nativo (IPN) da munguba e do modificado por succinilação (IPS) aos valores de pH entre 2 e 10.

	Índice de Solubilidade (%)			
pH	Nativo	Succinilado 46,40%	Succinilado 62,66%	Succinilado 72,25%
2	70,39 ^{c} ± 0,24	55,54 ^{e} ± 0,88	57,30 ^{e} ± 0,87	60,37 ^{d} ± 0,52
4	35,67 ^{a} ± 1,02	12,93 ^{c} ± 0,40	13,19 ^{c} ± 0,42	13,35 ^{c} ± 0,48
5	14,59 ^{b} ± 0,44	18,46 ^{a} ± 0,72	18,84 ^{a} ± 0,87	19,17 ^{a} ± 0,22
6	24,86 ^{c} ± 1,07	28,34 ^{b} ± 0,57	28,65 ^{b} ± 0,92	33,08 ^{a} ± 0,55
8	52,56 ^{d} ± 0,22	66,74 ^{b} ± 0,93	71,65 ^{a} ± 1,02	72,66 ^{a} ± 0,52
10	77,30 ^{d} ± 0,87	81,57 ^{c} ± 1,12	84,25 ^{ab} ± 0,57	86,65 ^{a} ± 0,66

Resultados das análises com média de três repetições (± desvio padrão). Médias seguidas pela mesma letra (na linha) não diferem pelo teste de Tukey a 5%.

Cláudia Carneiro de Azevedo

APÊNDICE C - Capacidade de emulsificação dos isolado protéico nativo (IPN) da munguba e dos modificados por acetilação (IPA) e succinilação (IPS) aos valores de pH entre 3, 5, 7 e 9.

	Capacidade Emulsificante (mL Óleo/100mg proteína)			
Isolado Protéico	pH 3	pH 5	pH 7	pH 9
Nativo	64,11 ± 1,31 ^{b}	32,40 ± 0,53 ^{cd}	94,51 ± 0,63 ^{e}	102, 17 ± 1,07 ^{e}
Acetilado 31,09%	60,50 ± 0,44 ^{c}	30,03 ± 0,96 ^{d}	115,63 ± 1,11 ^{c}	176,11 ± 1,19 ^{a}
Acetilado 72,75%	58,34 ± 0,99 ^{c}	34,57 ± 1,21 ^{c}	145,15 ± 1,07 ^{b}	173,70 ± 0,55 ^{ab}
Acetilado 81,77%	63,60 ± 1,20 ^{b}	42,47 ± 1,20 ^{b}	113,20 ± 1,01 ^{c}	131,89 ± 0,84 ^{d}
Succinilado 46,40%	66,05 ± 0,98 ^{b}	48,20 ± 1,06 ^{a}	105,74 ± 1,04 ^{d}	135,70 ± 1,36 ^{c}
Succinilado 62,66%	51,73 ± 1,28 ^{d}	31,50 ± 1,32 ^{d}	151,85 ± 1,17 ^{a}	171,20 ± 1,06 ^{b}
Succinilado 72,25%	70,32 ±1,18 ^{a}	32,07 ± 0,90 ^{cd}	152,30 ± 0,61 ^{a}	172,53 ± 1,19 ^{b}

Resultados das análises com média de três repetições (± desvio padrão). Médias seguidas pela mesma letra (na coluna) não diferem pelo teste de Tukey a 5%.